Aus der Biologischen Anstalt auf Helgoland.

Beiträge

zur

Kenntnis der Meeresalgen.

Von

Dr. Paul Kuckuck.

1. Über *Rhododermis parasitica* Batters. Mit Tafel VII (1) und VIII (2).
2. Über *Rhodochorton membranaceum* Magnus, eine chitinbewohnende Alge. Mit 7 Textfiguren.
3. Die Gattung *Mikrosyphar* Kuckuck. Mit Tafel IX (3) und X (4).
4. Über zwei höhlenbewohnende Phaeosporeen. Mit Tafel XI (5), XII (6) und XIII (7) und 2 Textfiguren.

Sonderabdruck aus: Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen, herausgegeben von der Kommission zur Untersuchung der deutschen Meere in Kiel und der Biologischen Anstalt auf Helgoland. Neue Folge. II. Band, Heft 1.

Kiel und **Leipzig.**
Verlag von Lipsius & Tischer.
1897.

Aus der Biologischen Anstalt auf Helgoland.

Beiträge

zur

Kenntnis der Meeresalgen.

Von

Dr. Paul Kuckuck.

LIBRARY
NEW YORK
BOTANICAL
GARDEN.

1. Über *Rhododermis parasitica* Batters. Mit Tafel VII (1) und VIII (2).
2. Über *Rhodochorton membranaceum* Magnus, eine chitinbewohnende Alge. Mit 7 Textfiguren.
3. Die Gattung *Mikrosyphar* Kuckuck. Mit Tafel IX (3) und X (4).
4. Über zwei höhlenbewohnende Phaeosporeen. Mit Tafel XI (5), XII (6) und XIII (7) und 2 Textfiguren.

QK566
.K82
1897
pt. 1-4

Vorwort.

LIBRARY
NEW YORK
BOTANICAL
GARDEN.

Die vorliegenden Untersuchungen bezwecken in einer Reihe kürzerer Aufsätze die Kenntnis der Meeresalgen, besonders ihrer Morphologie und Entwicklungsgeschichte zu fördern. Den Anlass dazu gab die Errichtung einer biologischen Anstalt auf Helgoland, die in ihr Programm auch die floristische Erforschung der deutschen Nordsee aufgenommen hat. Obgleich naturgemäss in erster Linie die Meeresalgen Helgolands berücksichtigt werden sollen, so beabsichtige ich doch später auch die Bewohner anderer Meeresabschnitte heranzuziehen.

Mögen diese Aufsätze, die als eine Art Fortsetzung des „Atlas deutscher Merresalgen" betrachtet werden können, auch die Botaniker des Binnenlandes zum Studium der marinen Algen anregen.

Die Sonderabzüge und Tafeln werden fortlaufende Paginierung erhalten, sodass die im Laufe der Jahre erscheinenden Abhandlungen zu einem besonderen Bande vereinigt werden können.

Dr. Paul Kuckuck.

FEB 20 1906

1.

Über *Rhododermis parasitica* Batters.

Hierzu Tafel VII und VIII (1 und 2). [1])

Die Crouan'sche Gattung *Rhododermis*, welche auf die bei Brest vorkommende *Rhododermis elegans* basiert wurde, findet sich zum ersten Male 1852 bei J. G. Agardh [2]) beschrieben, wo dieselbe eine eigene Tribus *(Rhododermeae)* bei den Squamariaceen bildet. An derselben Stelle führen sie Crouan 1867 in Florule du Finistère (p. 148), wo einige schematische Abbildungen gegeben werden (Pl. 19), und Batters in der 1889 erschienenen „List of the marine Algae of Berwick-on-Tweed" (p. 91 ff.) auf. Letzterer bereichert die Gattung zugleich mit einer neuen Art, welche er *Rh. parasitica* nennt. Schmitz stellt *Rhododermis* dagegen in der „Systematischen Übersicht der bisher bekannten Gattungen der Florideen" (1889 p. 21) zu den *Genera incertae sedis*. Da die Beschreibungen und Abbildungen, welche sich auf *Rhododermis* beziehen, ziemlich dürftig sind, so gab mir die Auffindung von *Rh. parasitica* Batters bei Helgoland Gelegenheit, unserere Kenntnisse in diesser Richtung etwas zu vervollständigen.

Rhododermis parasitica wird hier ebenso wie an der englischen Küste vorzugsweise an den Stämmen von *Laminaria hyperborea* angetroffen, wo sie Krusten von rundlichem Umriss bildet, die in ihrer festen Konsistenz an *Hildbrandtia rosea* Kütz. erinnern (Taf. VII [1] Fig. 1). Sie sind von dunkelroter, fast schwarzer Farbe und ihre Dicke ist sehr wechselnd, scheint aber doch nie 0,1 bis 0,2 mm zu übersteigen. Batters giebt l. c. an, dass sie „roundish or irregular in outline" wären und äussert sich weiterhin: „The outline of the thallus is hardly ever to be seen as the *Rhododermis* usually entirely encircles the stems of the Laminaria for a distance of several inches and is more or less infested by other Algae" etc. Obgleich auch die von mir bei Helgoland gesammelten Pflanzen ihr Substrat mit anderen Algen, besonders mit *Plumaria ele-*

[1]) Die eingeklammerten Zahlen beziehen sich bei Tafel- und Seitenverweisungen auf die Sonderabzüge.

[2]) Species Algarum p. 504 f.

gans, *Delesseria alata* und *Polysiphonia urceolata* teilen, so pflegen sie doch selbst meist frei von diesen Epiphyten zu sein. Der Umriss der einzelnen Krusten, welche oft ineinanderfliessen, ist kreisförmig oder mehr elliptisch und ihr Durchmesser von sehr verschiedener Grösse, von 0,3 cm bis 4,5 cm wechselnd. Der Rand ist sehr scharf von dem Gewebe der Wirtspflanze abgesetzt und in der Regel kann man schon bei lebenden Exemplaren in der Nähe desselben eine hellere Zone erkennen. Setzt man Krusten von *Rh. parasitica* in ein Gemisch von Alkohol und Glycerin, so tritt besonders am Rande eine sehr deutliche konzentrische Streifung mit 5—7 verschieden starken Liniensystemen auf, welche sich jedoch später wieder verliert. Batters fand *Rh. parasitica* nur auf *Laminaria hyperborea*. Ich habe sie jedoch hier bei Helgoland auch auf den Kreidefelsen und Feuersteinen der Dünenriffe beobachtet, wo die Pflanze, die hier überhaupt häufiger zu sein scheint als an ihrem englischen Fundort, bei Niedrigwasser emergieren kann. Einen Unterschied im Bau der epiphytischen und der an Steinen wachsenden Exemplare habe ich nicht beobachten können.

Der Thallus von *Rh. parasitica* lässt sich auf ein System von monosiphonen, verzweigten Zellfäden zurückführen, deren kräftige Membranen fest mit einander verwachsen sind. Die Spitzenzelle jedes Fadens oder Fadenastes fungiert als Scheitelzelle, ohne sich durch ihre Grösse besonders auszuzeichnen, und auch im Einzelnen bestätigt sich das von Schmitz klar formulierte und für die allermeisten Florideen geltende Gesetz, dass „Querteilungen der einzelnen Gliederzellen und ebenso Längsteilungen, deren Teilungswände die organische Längsachse der Gliederzellen in sich fassten, niemals vorkommen".[1]) Die am Rande einschichtige Scheibe wird sehr bald dadurch, dass Verzweigungen nach oben ausgesandt werden, mehrschichtig. In dem durch Figur 12 auf Tafel VIII [2] dargestellten Falle ist eine ältere Kruste über den Rand einer jüngeren hinweggewachsen und besonders in dieser Partie, wo das Wachstum ziemlich ungestört ist, tritt die horizontale Anordnung der Zellfäden im unteren Teile hervor. Aus der Basalschicht erheben sich bogenförmig aufsteigend (Fig. 11) ganz ähnlich wie bei einem Thallus von *Ralfsia verrucosa* verzweigte Zellfäden, die sehr deutlich gegen einander abgesetzt zu sein pflegen und parallel verlaufen. Dadurch, dass sie sehr eng beisammen stehen, platten sie sich prismatisch ab und die Flächenansicht zeigt daher polygonale Zellen, welche stellenweise ziemlich regelmässig sechsseitig sind (Taf. VII [1] Fig. 6). Die ganze Oberfläche des Thallus ist von einer ziemlich kräftigen Zelluloseschicht überkleidet.

Wie schon oben bemerkt wurde, kommt *Rh. parasitica* auch auf Steinen vor, ist also nicht an *Laminaria hyperborea* gebunden und steht auch zu dieser, wie man etwa aus dem Namen vermuten könnte, in keinem parasitären Verhältnisse. Die äussere Rinde von *L. hyperborea* besteht aus Zellen mit dichtem zum Teil gebräunten Inhalt, deren oberste Lage nach aussen nicht durch eine kontinuierliche glatte Kutikula abgeschlossen, sondern durch mannigfache Risse, Rillen und Wülste unterbrochen ist, sodass die Oberfläche des Laminarienstammes eine rauhe Beschaffenheit

[1]) Sitzungsber. d. Berl. Akad. d. Wissensch., 1884, p. 215 ff. und La unova Notarisia, 1892, p. 111 ff.

zeigt. Die basalen Zellpartien von *Rhododermis* folgen nun beim Wachstum allen Unebenheiten des Substrates, füllen die Vertiefungen aus und dringen hier und da mit kurzen zapfenartigen Fortsätzen zwischen die Zellen des Wirtes ein (Taf. VIII [2] Fig. 11—15). Zuweilen findet man auf dem Querschnitt scheinbar ganz isolierte Gruppen von *Rhododermis*-Zellen (Fig. 16), die aber doch einen nur nicht in der Ebene des Schnittes liegenden Zusammenhang mit der Hauptkruste haben. Mit der Beschaffenheit des Substrates hängt es auch zusammen, dass der wachsende Rand des Thallus, wie man schon bei schwacher Vergrösserung erkennt, in zahlreiche Lappen zerteilt ist (Taf. VIII [2] Fig. 9). Aber auch diese Lappenabschnitte lösen sich bei Anwendung stärkerer Linsen in einzelne verzweigte, durch Lücken getrennte Zellfäden auf, von denen zuweilen einer den übrigen beträchtlich vorauseilt (Taf. VIII [2] Fig. 10). Dabei ist es auffallend, dass dennoch die rundliche Gestalt des Thallus für das makroskopische Aussehen nicht gestört wird und dass gerade bei *Rh. parasitica* sich der Rand durch seinen ausserordentlich scharfen Kontur auszeichnet. Nach dem Gesagten ist ersichtlich, dass das Verhältnis, in welchem *Rh. parasitica* zu seiner Wirtspflanze steht, nicht einmal als Endophytismus, viel weniger als Parasitismus bezeichnet werden kann. Das Eindringen zwischen die Zellen von *Laminaria* ist nur ein gelegentliches und so wenig ergiebig, dass eine Schädigung durch mechanische Zerstörung kaum stattfindet.

Beginnt die Alge zu fruktifizieren, so bilden sich an einzelnen Stellen bei hoher Einstellung leicht erkennbare polygonal angeordnete Risse in der Kutikula, ein Zeichen, dass die vertikalen Fäden rascher in die Länge zu wachsen und sich von einander zu isolieren beginnen. Letzteres wird besonders dadurch bewirkt, dass die den neuen Zuwachs repräsentierenden Zellen einen geringeren Durchmesser haben als die Zellen des verwachsenen Thallusteiles. Zugleich sind sie mehr gestreckt, der ganze Faden krümmt sich, während die Membran ziemlich dick ist, und es entstehen so jene unverzweigten, gebogenen, starren Paraphysen, welche dem Sorus ein so charakteristisches Aussehen geben (Taf. VII [1] Fig. 3—5). Ihre Länge ist übrigens sehr wechselnd; in manchen Sori bestehen sie durchweg nur aus zwei bis drei Zellen, in anderen wieder, und dies ist wohl das normale Verhalten, aus fünf bis sieben Zellen. Zwischen den Paraphysen der Nematheciumfäden werden nun Tetrasporangien dadurch angelegt, dass die Scheitelzelle eines vertikalen, dem festen Zellverbande angehörigen Fadens, nachdem sie sich gestreckt hat, keine Querwand mehr bildet, sondern unter beständiger Vergrösserung ihres Volumens eine eiförmige Gestalt annimmt (Taf. VII [1] Fig. 5 bei sp_1). Dabei gehen im Zellinhalte verschiedene Veränderungen vor sich, die nicht näher verfolgt wurden, unter denen aber die wichtigste die zu sein scheint, dass die Chromatophoren undeutliche Konturen annehmen, sich teilweise von der Wand abheben und nach dem Inneren wandern. Während dessen teilt sich der Kern und der Inhalt wird durch eine äquatoriale Furche in zwei Portionen gespalten. Solche Stadien, wo das Sporangium nur zwei Sporen zu enthalten scheint und wie es bei sp_2 in Figur 5 (Taf. VII [1]) dargestellt ist, sind sehr häufig und auch von Batters wiedergegeben worden (l. c. pl. XI, fig. 2a). Nach nochmaliger Teilung der Kerne und Sonderung der oberen und unteren Inhaltshälfte in je zwei Portionen ist die Reife des Tetrasporangiums erreicht. Die Teilung ist meist nicht regelmässig

kreuzförmig, sonderen die beiden oberen Sporangiumpaare erscheinen gegen die unteren gewöhnlich mehr oder weniger stark verschoben. Die unter dem Sporangium stehende Zelle zeichnet sich meist durch besondere Grösse sowie die oben verbreiterte Gestalt aus und kann als besondere Stielzelle unterschieden werden (Taf. VII, Fig. 3 u. 4 bei p.). Die Entleerung der Sporangien erfolgt durch einen Riss am Scheitel der Sporangialhülle.

Die fertilen Teile der Thallusoberfläche bilden nicht wie bei ähnlich gebauten krustenförmigen Algen z. B. bei *Lithoderma fatiscens* einen zusammenhängenden, die Mitte einnehmenden Sorus, sondern sind in zahlreichen unregelmässig-fleckenförmigen Partieen, die sich durch die stumpfere Färbung von den benachbarten sterilen Partieen abheben, über die ganze Thallusoberfläche zerstreut (Taf. VII [1] Fig. 2). *Rhododermis* stimmt darin also mit der Gattung *Peyssonellia* überein.

Der Inhalt in den vegetativen Zellen, auf welchen Batters nicht eingeht, gestaltet sich in den einzelnen Zellen etwas verschieden. Die noch stark in horizontaler Richtung wachsenden Zellen am Rande des Thallus (Taf. VII [1] Figur 7, 8) besitzen eine beträchtliche Anzahl von rundlichen bis polygonalen Chromatophoren. In den übrigen Zellen des vegetativen Thallus, also in den höher gelegenen Partieen und besonders in den Oberflächenzellen sind die Chromatophoren weniger zahlreich und grösser, besitzen etwas ausgebuchtete Ränder und sind von bedeutender Dicke, sodass sie einen dunkelroten Ton haben (Taf. VII [1] Fig. 6). In den Paraphysen dagegen sind sie dünner und infolgedessen heller gefärbt (Fig. 3, 4) und ich möchte die Vermutung aussprechen, dass diese deshalb weniger als Assimilationsfäden dienen, sondern den Schutz der heranwachsenden Sporangien bezwecken.

Als Fruktifikationszeit giebt Batters Januar und Februar an, ich fand Tetrasporen tragende Scheiben auch schon im Oktober und noch im März, die Pflanze scheint also während der ganzen kühleren Hälfte der Jahre Fortpflanzungsorgane zu produzieren. Cystokarpien habe ich leider nicht finden können, obgleich mir bei der Häufigkeit der Pflanze zahlreiche Exemplare durch die Hände gegangen sind. Schon oben p. 330 (6) erwähnte ich, dass *Rh. parasitica* hier auch auf Kreidefelsen wächst. Dass die von mir so bezeichneten Helgoländer Pflanzen mit den englischen Pflanzen übereinstimmen, zeigt mir authentisches Material, das Herr Batters mir freundlichst übersandte. Bei c. 6 m Tiefe kommt nun im Nordhafen eine *Rhododermis*-Art vor, die ich im Sommer 1896 mit Sporangien antraf und die ganz den Proben entspricht, welche ich gleichfalls von Herrn Batters unter den Namen *Rh. elegans* Crouan *F. polystromatica* erhielt. Ich muss mich, da ich Crouan'sche Exemplare nicht zur Verfügung habe, mit dieser Notiz begnügen und will nur andeuten, dass eine nähere Vergleichung von *Rh. elegans* und *Rh. parasitica* möglicherweise zu einer Vereinigung dieser beiden Arten führen könnte.

Die systematische Stellung von *Rhododermis* wird so lange zweifelhaft bleiben, als die Cystokarpien uns nicht bekannt sind. Will man der Gattung einen vorläufigen Platz anweisen, so scheint sie mir sich hinter *Peyssonellia* zwanglos einzufügen.

Zum Schluss gebe ich noch einige Zahlenangaben in Mikron (μ = 0,001 mm), die über die Massverhältnisse von *Rh. parasitica* orientieren sollen.

Dicke der ganzen Kruste an verschiedenen Stellen:

40 16 70 150.

Vegetative Zellen:

Höhe	9,2	11,5	8,0.
Breite	8,0	7,0	11,5.

Tetrasporangien:

Höhe	32	34,5	36,8.
Breite	18,4	18,4	20,7.

Zellen der Paraphysen:

Länge	32	34,5.
Breite	4,6	4,0.

Tafelerklärung.

Tafel VII [1][1]).

Rhododermis parasitica Batters.

Fig 1. Teil eines Stammes von *Laminaria hyperborea* mit einigen Krusten in natürlicher Grösse.

Fig. 2. Kruste mit den zerstreuten unregelmässig-fleckenförmigen Tetrasporangiensori. Vergr. $\frac{2}{1}$.

Fig. 3 und 4. Teil eines Vertikalschnittes durch einen Sorus mit den gekrümmten heller gefärbten Paraphysen und einem reifen Tetrasporangium; *p* Stielzelle. Verg. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 5. Do. mit jungen Sporangien bei sp_1, einem einmal geteilten bei sp_2 und einem entleerten bei sp_3; die Paraphysen zeigen nur 2 Zellen. Vergr. $\frac{700}{1}$.

Fig. 6. Aufsicht auf ein steriles Thallusstück; in jeder polygonal geformten Rindenzelle sieht man mehrere plattenförmige Chromatophoren. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 7. Ein Stück der untersten Zellenlage von unten gesehen; die gestreckten Zellen besitzen zahlreiche rundliche Chromatophoren von kleineren Dimensionen. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 8. Radialer Vertikalschnitt in der Nähe des Thallusrandes. Vergr. $\frac{1000}{1}$.

[1]) Die eingeklammerten Zahlen beziehen sich auf die Sonderabzüge.

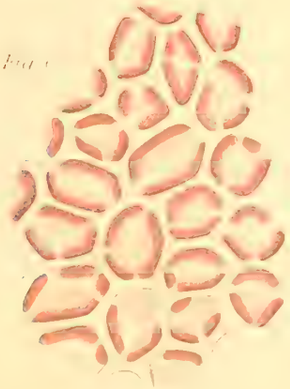
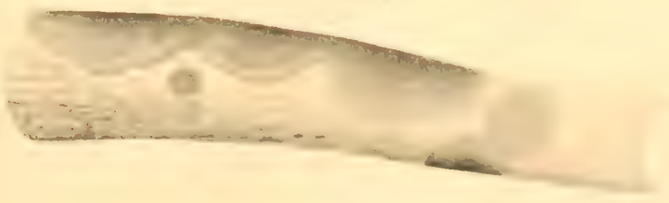


Fig 8.



Tafelerklärung.

Tafel VIII [2].

Rhododermis parasitica Batters.

Fig. 9. Aufsicht auf den Rand einer wachsenden Kruste; die Randpartieen sind in einzelne Lappen geteilt; die dunkelen Zellen sind Zellen von *Laminaria hyperborea* mit gebräuntem Inhalt. Verg. $\frac{60}{1}$.

Fig. 10. Unterste Zellschicht aus dem wachsenden Rande, von unten gesehen. Vergr. $\frac{400}{1}$.

Fig. 11. Vertikalschnitt durch eine fertile Kruste mit einem Sporangiensorus; links eine überwachsene Kruste. An der Unterseite sind, besonders rechts, die zapfenartigen in's *Laminaria*-Gewebe dringenden Auswüchse zu beachten. Vergr. $\frac{200}{1}$.

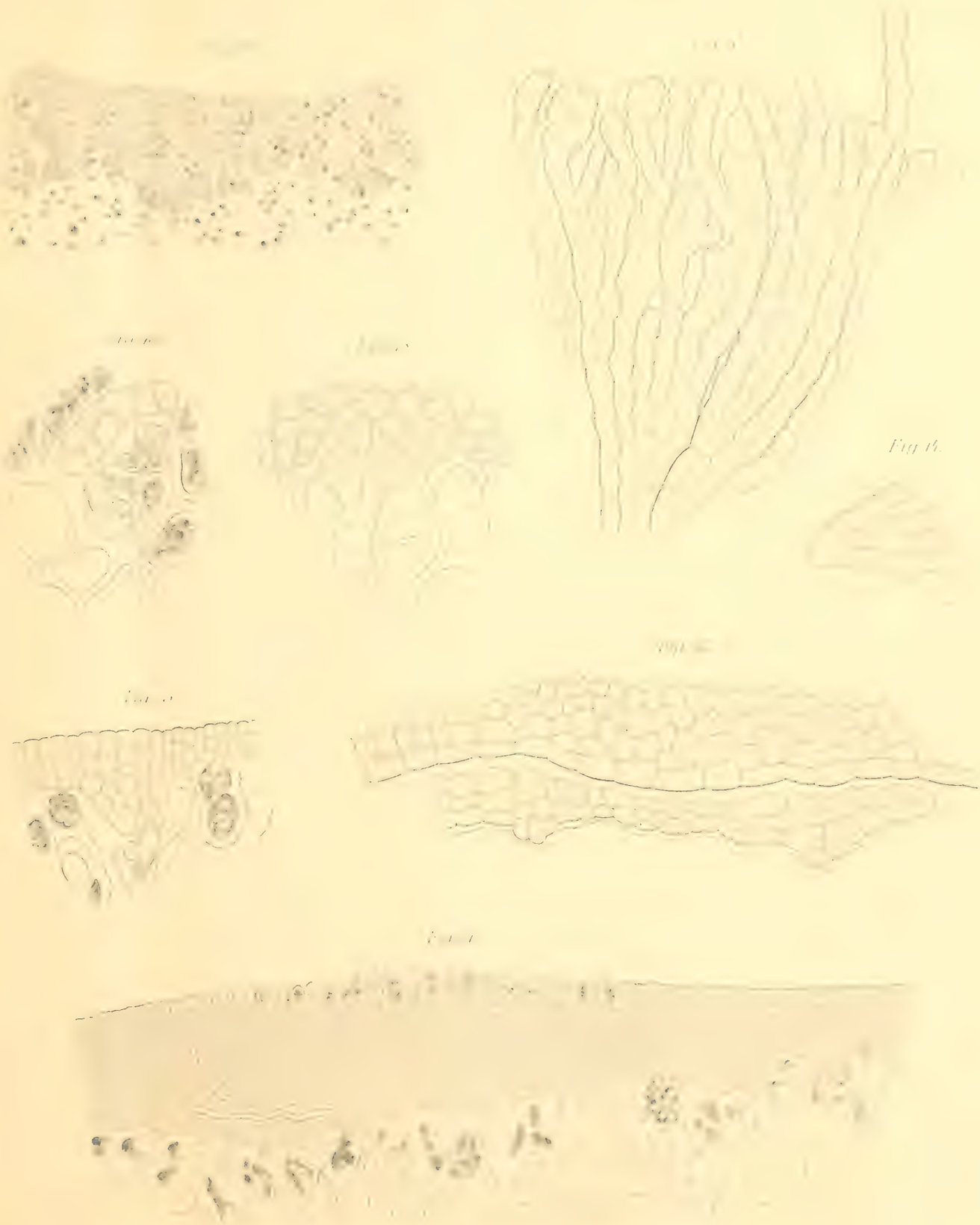
Fig. 12. Vertikalschnitt durch zwei über einandergewachsene Krusten. Vergr. $\frac{400}{1}$.

Fig. 13. Vertikalschnitt durch eine Krustenpartie mit zapfenförmigem in's *Laminaria*-Gewebe eindringenden Fortsatze. Vergr. $\frac{400}{1}$.

Fig. 14. Radialer Vertikalschnitt durch eine Randpartie mit der grossen Scheitelzelle links. Vergr. $\frac{500}{1}$.

Fig. 15. Eine ähnliche Partie wie Fig. 13. Vergr. $\frac{500}{1}$.

Fig. 16. Zwei scheinbar isolierte Nester von *Rhododermis*-Zellen; die grossen, zum Teil dunkel gehaltenen Zellen gehören zu *Laminaria*. Vergr. $\frac{500}{1}$.



Codermis parasitica Batters

2.

Über *Rhodochorton membranaceum* Magnus,

eine chitinbewohnende Alge.

Mit 7 Textfiguren.

Im zweiten Jahresberichte der Kommission zur Untersuchung der deutschen Meere berichtet Prof. Magnus über die botanischen Ergebnisse der Nordseefahrt im Spätsommer 1872 und hier teilt er auch die Entdeckung der in der Überschrift bezeichneten kleinen Floridee mit, welche er zum ersten Male Ende Juli zwischen Sprogø und Korsør im grossen Belt aus einer Tiefe von 22 bis 32 Faden heraufholte. Auch auf der Haddockbank bei Cromer an der englischen Küste (Norfolk) fand er das kleine Pflänzchen, welches auf den Stöcken eines Hydroidpolypen, *Sertularia abietina*, rosenrote Anflüge bildet. Auf p. 67 l. c. widmet dann der Verfasser der neuen zur Sektion *Rhodochorton* des Genus *Callithamnion* gestellten Floridee eine etwas eingehendere, auch von einigen Figuren begleitete Besprechung, welche in allen Punkten als durchaus zutreffend bezeichnet werden kann. Seitdem ist *Rhodochorton membranaceum* — diesen Namen gab Magnus seiner Pflanze— noch an mehreren anderen Punkten konstatiert worden, so z. B. von Batters[1]) 1889 bei Berwick an der Grenze von England und Schottland, von Reinke 1889 bei Kiel und bei Helgoland, von Collins[2]) 1888 bei der Insel Nantucket (Massach.). Weiterhin hat sie auch Hauck[3]) schon 1885 für das adriatische Meer aufgeführt, wo sie auf *Valonia macrophysa*, Zoophyten u. s. w. wachsen soll, aber ich stehe dieser Angabe etwas zweifelnd gegenüber. Wenigstens konnte ich sie bei zweimaligem längeren Aufenthalte an der istrischen Küste nicht auffinden und muss die kleine auf *Valonia macrophysa* rote Anflüge bildende Floridee, wohl dieselbe, welche Hauck zu seinen Angaben veranlasste, als spezifisch, vielleicht auch generisch von *Rh. membranaceum* verschieden betrachten[4]). Endlich giebt Rosenvinge in seinen 1893

[1]) Batters, Marine Algae of Berwick on Tweed 1889 p. 101.

[2]) T. S. Collins, Marine Algae of Nantucket 1888.

[3]) Hauck, Meeresalgen, p. 69.

[4]) Die Anflüge blieben auch in den Kulturen, die ich monatelang von adriatischen Meeresalgen unterhielt, leider immer steril.

erschienenen „Grønlands Havalger“ *Rh. membranaceum* für die Westküste von Grönland an und fügt bei dieser Gelegenheit einige Notizen über eine als f. *macroclada* bezeichnete Varietät derselben bei.

Ende Januar 1896 fand sich unter Material, das im Nordhafen aus 13 m Tiefe heraufgeholt war, auch ein Stein mit schönen Büscheln von *Sertularia abietina*, die Dr. Hartlaub in Kultur nahm und die mich wegen ihres roten Anfluges interessierten. Ich hielt diese bald zu einem wolligen Pelz sich entwickelnden Überzüge für Rosenvinge's *Rh. membranaceum* f. *macroclada* und sie waren es, welche mich zu einem erneuten Studium der von Magnus entdeckten Pflanze anregten, dessen Resultate ich nun folgen lasse.

1. Das Basallager.

Das Basallager ist bei *Rh. membranaceum* sehr kräftig entwickelt und verursacht vornehmlich die rosenrote Färbung der Stöckchen von *Sertularia pumila*, welche bei Helgoland fast keinem Büschel von *Halidrys siliquosa* zu fehlen pflegen. Es fällt nicht nur bei mikroskopischer Betrachtung am meisten in die Augen, sodass man die hier und da hervorsprossenden aufrechten Fäden leicht übersieht oder für etwas Fremdartiges hält, sondern ist auch zu jeder Jahreszeit in schönster Entwicklung vorhanden. Schon Magnus, auf dessen Ausführungen ich hier im übrigen verweisen kann, hat gezeigt, dass seine Zellen von „zwei von einander entspringenden Fäden, nämlich schmalen langgliedrigen und breiten kurzgliedrigen gebildet“ werden. Dieser Unterschied tritt auch in unserer Fig. 1 *B* gut hervor, geht aber bei älteren Thallomen, die fast nur aus isodiametrischen Zellen bestehen, verloren. Auch die Membranfalten, auf die Magnus aufmerksam gemacht hat, treten, so sehr ich auch besonders bei den auf *Sertularia abietina* wachsenden Exemplaren darauf achtete, nicht so massenhaft auf, wie es bei der Pflanze der Fall sein muss, nach der Magnus seine Figuren zeichnete (vergl. unsere Fig. 1 bei *C*). Der genannte Autor führt in einleuchtender

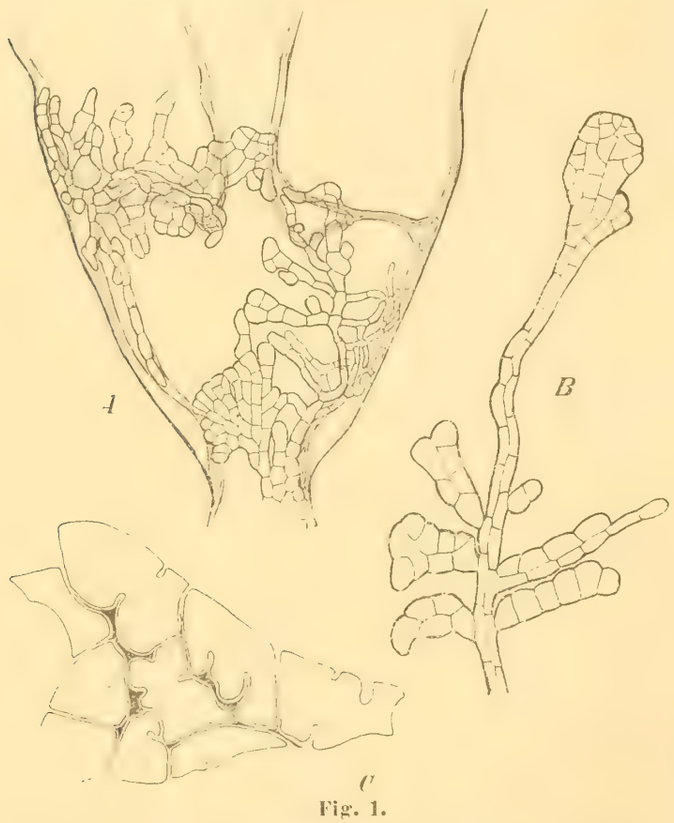


Fig. 1.

Basallager von *Rhodochorton membranaceum* Magnus auf *Sertularia pumila*. *A* Stück von *Sertularia* mit den teilweise zu parenchymatischen Lagern sich zusammenschliessenden Fäden von *Rhodochorton*. Vergr. c. $\frac{200}{1}$. *B* Partie mit langgestreckten und mit isodiametrischen Zellen. Vergr. c. $\frac{300}{1}$. *C* Einige Zellen mit gefalteten Membranen. Vergr. c. $\frac{600}{1}$.

Weise die Bildung dieser Falten auf einen Mangel an Raum zurück, aber ich sah in meinen Präparaten sehr oft, wie die Fäden untereinander hinwachsen und habe dieses Verhalten auch auf Querschnitten konstatiert (s. w. u.). Fig. 1 *A* bringt endlich ein einzelnes Glied einer *Sertularia pumila* zur Anschauung, wie es von den *Rhodochorton*-Fäden allmählich eingehüllt wird, indem die zwischen den einzelnen Zellen und Zellkomplexen übrig bleibenden Lücken nach und nach von kurzen Zweigen, ganz wie es Magnus ausführt, geschlossen werden.

2. Die aufrechten Triebe und die Sporangien.

Aus einer beliebigen Zelle des basalen Lagers, mit Vorliebe aber aus einer Randzelle[1]) derselben erhebt sich eine zu jenem vertikale Ausstülpung, die durch Scheitelwachstum zu einem monosiphonen Faden heranwächst. Bei Randzellen kann man öfters beobachten, dass sie zwei solchen aufrechten Trieben zum Ursprung dienen; dann ist der eine von ihnen als vertikale Fortsetzung der Randzelle, der andere aber als Zweig aufzufassen (vergl. bei *a* in Fig. 2 *C*).

Ich habe Sporangienbildung bei Helgoland nicht selten beobachtet, immer aber waren, auch bei gut entwickeltem horizontalen Thallus, die Sporangientriebe recht vereinzelt. Erst im letzten Frühjahr fand ich sie in reichlicherer Ausbildung an Material, das ich aus dem flachen Wasser an der Nordostseite heraufholte. Als die *Halidrys*-Pflanzen mit den sie bewohnenden Kolonien von *Sertularia pumila* darauf in Kultur genommen wurden, trat die Produktion von Tetrasporangien bald sehr allgemein und in prächtigster Weise auf und zwar ganz unabhängig von dem Grade, bis zu welchem sich der vertikale Thallus entwickelt hatte. Nicht selten wird schon nach einmaliger Teilung der durch eine horizontale Wand vom Basallager abgetrennten Ausstülpung die oberste Zelle in ein Sporangium verwandelt, welches in diesem Falle mit einzelligem Stiel dem Basallager aufsitzt (Fig. 2 *A*). Ob auch in seltenen Fällen dieser einzellige Stiel wegfallen kann, vermag ich nicht zu sagen; mit Bestimmtheit beobachtet habe ich etwas derartiges nicht. Häufiger krönt das Sporangium einen 3—6zelligen Faden, welcher kurze Zweige tragen kann, deren Scheitelzellen alsbald wieder in Sporangien umgewandelt werden können (Fig. 2 *B, C, D*). Derartige Fälle scheint Magnus hauptsächlich beobachtet zu haben, doch fügt er hinzu, dass er noch Zweige zweiter Ordnung mit in Sporangien verwandelten Scheitelzellen sah. Bei den auf *Sertularia pumila* wachsenden Exemplaren ist aber die Neigung zur Zweigbildung immer eine beschränkte. Oft wird hier die noch einzellige Aussprossung erster Ordnung bereits fertilisiert, wie man es in den zitierten Figuren vielfach bemerken wird. — Endlich können die aufrechten Fäden zu einer recht ansehnlichen Länge heranwachsen — ich zählte bis 30 Zellen —, um sich erst jetzt mit einer Schaar bald sitzender, bald ein- bis mehrzellig gestielter

[1]) Dass gerade Randzellen gern als Ausgangspunkt für die freien Zellfäden benutzt werden, zeigt sich auch bei anderen ähnlich gebauten Algen; so sah ich öfters die Basalscheiben von *Sphacelaria olivacea*, welche sich an der Glaswand von Kulturbehältern entwickelt hatten, am Rande massenhaft in freie aufrechte Zellfäden ausstrahlen.

Tetrasporangien zu beladen (Fig. 2 *E*). Die gereihte oder zerstreute Anordnung der kurzen fertilen Aste überwiegt dabei sehr bedeutend die opponierte Stellung.

Fig. 2.

Rhodochorton membranaceum Magnus. *A* Basalpartie mit einzellig gestielten Tetrasporangien; *B, C, D* Partieen mit kurzen sporangientragenden Sprossen; *E* Partie mit stark verlängerten sporangientragenden Sprossen; *a* Zelle mit 2 aufrechten Trieben, *b* horizontales Lager, *t* entleertes Tetrasporangium mit jungem Ersatzsporangium, *h* Haar, *d* Chitinmembran von *Sertularia pumila*. Vergr. *A, C, D* $\frac{300}{1}$. *B, E* $\frac{150}{1}$.

Die sporangientragenden Zweige sprossen bei spärlich fruktifizierenden Exemplaren aus dieser und jener Zelle des Basallagers hervor, aber auch hier tritt schon die Neigung zu gruppen-

förmigem Zusammenstehen hervor. Bei reichlicher Fruchtbildung ist die sorusartige Vereinigung der aufrechten fertilen Stämmchen die Regel.

Die Sporangien zeigen kreuzförmige Teilung, oft mit stark verschobenen oberen und unteren Sporenpaaren, ähnlich wie es oben (p. 332 [8]) für *Rhododermis parasitica* beschrieben wurde. Die Sporen werden durch einen Riss am Scheitel entleert und in die leere Hülse nicht selten ein Ersatzsporangium entsandt.

In einem ganz vereinzelten Falle habe ich die Bildung eines farblosen einzelligen Haares beobachtet (*h* in Fig. 2 *E*), wie es z. B. auch für viele *Chantransia*-Arten charakteristisch ist.

Die oben beschriebenen Fälle beziehen sich durchweg auf Pflanzen, die auf den Stöcken von *Sertularia pumila* leben. Dieser kleine Hydroidpolyp ist ein charakteristischer Bewohner der bei Helgoland in flachem Wasser prächtig gedeihenden Büschel von *Halidrys siliquosa* und seinerseits wieder ein so bevorzugter Aufenthaltsort der kleinen Floridee, dass ich mich nicht erinnere, dieselbe hier auch auf einem anderen Substrat beobachtet zu haben[1]). Reinke giebt in der „Algenflora der westlichen Ostsee" p. 22 als Fundort für *Rh. membranaceum* an: „In einer Tiefe von 7—20 m auf Sertularien, *Chaetomorpha Melagonium*, Florideen u. s. w."; Collins fand das Pflänzchen l. c. p. 10: „in the tubes of *Sertularia* and other zoophytes"; Rosenvinge bemerkt l. c. p. 795 zu seinem Vorkommen: „Besonders auf *Sertularia* . . . . . seltener auf Bryozoen"; Magnus endlich, sein Entdecker, sah es in beiden von ihm namhaft gemachten Fällen auf *Sertularia abietina*. Als ich daher im Januar 1896, wie bereits erwähnt, auch bei Helgoland einige Exemplare dieser prächtigen *Sertularia*-Art dredgte, von denen mehrere Stücke gänzlich mit einem roten Überzuge von *Rhodochorton* bekleidet waren, lag die genauere Untersuchung dieses Vorkommens nahe. Das Basallager zeigte sich von dem der typischen Form, wie sie mir aus der Ost- und Nordsee von zahlreichen Proben her bekannt war und oben beschrieben wurde, nicht verschieden; auffällig war dagegen, dass die Entwicklung von freien Zellfäden in der ganzen Ausdehnung des horizontalen Lagers Platz gegriffen hatte und sehr bald einen solchen Grad erreichte, dass die Hydroidstöcke auch makroskopisch mit einem kurzen, sammetartigen, dunkelrosenroten Pelze bekleidet erschienen. Die freien Fäden zeigten abweichend von den in Fig 2 dargestellten Pflanzen reichliche Produktion von Zweigen, welche zerstreut oder zuweilen fast gereiht (Fig. 3 *A*) angelegt wurden. Tetrasporangien traten erst nach längerer Zeit auf, als die vegetative Entwicklung schon weit vorgeschritten war, und waren entweder kurz gestielt oder terminal einem Seitenast (Fig. 3 *B* und *D*) aufgesetzt, während die Hauptäste stets mit einer sterilen Zelle endigten. Leider starben trotz sorgsamer Pflege die Hydroiden nach einigen Wochen ab und aufkommende Pilze erstickten die *Rhodochorton*-Vegetation. So kam eine reichlichere Fruchtbildung, die vermutlich sonst eingetreten wäre, nicht mehr zur Entfaltung.

Obgleich Magnus, wo er von der Verwandlung der Scheitelzellen in Sporangien spricht, angiebt, dies noch beim dritten Grade der Verzweigung beobachtet zu haben, so möchte ich doch aus

[1]) Damit soll jedoch nicht behauptet werden, dass sie bei Helgoland auf den genannten Fundort beschränkt wäre.

seinen Figuren schliessen, dass er meist Fälle wie die in Fig. 2 *B*, *C* dargestellten vor sich hatte. Andernfalls hätte er wohl auf das charakteristische makroskopische Aussehen mit Worten wie rasen-, pelz- oder sammetartig hingewiesen, während er die *Sertularia*-Stöcke einfach als „überwachsen von einem rosenroten Algenüberzuge“ bezeichnet.

Da ich eine so kräftige Entwicklung der freien Zellfäden, wie sie in Fig. 2 *E* dargestellt ist, erst später kennen lernte, kam ich auf die Vermutung, dass Rosenvinge's forma *macroclada* vorliegen möchte. Der dänische Algolog, dem ich Zeichnungen und Präparate zur Beurteilung

Fig. 3.

Rhodochorton membranaceum Magnus. Auf *Sertularia abietina* wachsende stark verzweigte Form; *A* ein junger aufrechter Spross, *B*—*E* ältere tetrasporangientragende Sprosse. Vergr. $\frac{150}{1}$.

übersandte, hatte darauf die Liebenswürdigkeit, mir folgendes mitzuteilen: „Ihr *Rodochorton* . . . . ist viel stärker verzweigt als die Exemplare von *Rh. membranaceum* f. *macroclada*, die ich bis jetzt gesehen. Es erinnert in dieser Hinsicht an *Rh. penicilliforme*, von dem es aber durch seine Basalpartie und durch kleinere Dimensionen wohl geschieden ist. Meine Exemplare haben nur kurze Zweige, welche in ein Sporangium endigen. Trotzdem halte ich Ihre Exemplare für zu derselben Spezies gehörig, weil sie in allen anderen Beziehungen mit meinen Exemplaren übereinstimmen“.

Diese Übereinstimmung erstreckt sich nun aber auch, was das Basallager, den Zellinhalt und die Grössenverhältnisse anbetrifft, auf die oben beschriebene Hauptform und ich rechne daher ebenso wie Rosenvinge diese auf *Sertularia abietina* wachsende Form zu *Rh. membranaceum*, glaube sogar, dass die Unterscheidung einer besonderen f. *macroclada* unthunlich ist. Es scheint

vielmehr, dass der Grad, bis zu welchem sich die freien Zellfäden entwickeln, ausserordentlichen Variationen unterworfen ist, sodass Unterschiede entstehen, die bei anderen Algengruppen, z. B. bei den Sphacelariaceen zu einer spezifischen, ja generischen Trennung beitragen können[1]). Bei *Rh. membranaceum* trifft man aber trotz der weiten Kluft, die scheinbar zwischen Fällen wie den in Fig. 2 bei *A* und bei *E* abgebildeten bestehen, dennoch, oft an demselben Exemplare, alle Übergangserscheinungen. Wollte man eine f. *macroclada* abtrennen, so dünkt mich, hätte die auf *Sertularia abietina* wachsende Helgoländer Form noch eher ein Recht darauf, als die von Rosenvinge l. c. Fig. 10 abgebildeten und beschriebenen Fälle, welche durchaus in den Rahmen unserer Fig. 2 *E* fallen.

Es erübrigt hier auch noch kurz an die als „*Rhodochorton mesocarpum* (Carm.) Kjellm. var. (?) *penicilliforme* Kjellm“ bezeichnete Form zu erinnern, welcher Rosenvinge l. c. ebenfalls einige Bemerkungen und Abbildungen (p. 792 f., fig. 9) widmet und die er in der französischen Ausgabe der Grønlands Havalger als eigene Art *Rh. penicilliforme* (Kjellm.) Rosenv. unterscheidet, nachdem ihn Schmitz inzwischen darauf aufmerksam gemacht hatte, dass nach Untersuchungen Harvey'scher Originalexemplare *Callithamium mesocarpum* Carm. sich als zur Gruppe der *Spermothamnieae* gehörig herausgestellt habe. Bei Vergleichung der Rosenvinge'schen Figur 9 *B* mit unserer Figur 2 *B* könnte man nämlich zweifeln, ob nicht auch diese Alge in den Kreis von *Rh. membranaceum* gehöre, jedoch spricht dagegen mehr als ein Grund. *Rhodochorton penicilliforme* besitzt nicht nur bedeutendere Dimensionen wie *Rhodochorton membranaceum* — die freien Zellfäden werden bei ersterer 10—12 μ[2]), bei letzterer nur 6—9 μ dick —, auch die scharf begrenzte Basalscheibe giebt ein trennendes Merkmal ab. Weiter ist zu beachten, was Rosenvinge über das Auftreten der Sporangien bei dieser Art sagt (l. c. p. 792 f.): „Die langen vom Basallager ausgehenden Sprossen endigen nicht mit einem Sporangium, auch nicht die längeren Seitensprossen; aber zwischen den gewöhnlichen langen aufrechten Sprossen kommen oft kurze unverzweigte Sprosse mit terminalen Tetrasporangien vor, ja in vielen Fällen gehen eine Menge ganz kurz gestielter und dicht sitzender Tetrasporangien direkt vom Basallager aus. Der Stiel ist dann 1—2zellig oder kann auch ganz fehlen“. Bildet ein derartiges Verhalten die Regel — und man muss es annehmen, da Rosenvinge, der die Alge auf den verschiedensten Substraten fand, reichliches Material zur Verfügung gehabt haben dürfte —, so läge hier eine Diffenzierung zwischen langen, verzweigten, der Assimilation dienenden und kurzen, der Fortpflanzung dienenden Sprossen vor.

Als Fruktifikationszeit giebt Rosenvinge für *Rh. membranaceum* die Monate Mai bis August an; Reinke bemerkt: „Fruktifiziert im Winter und Sommer“, während Magnus seine Tetrasporangienexemplare im Juli und August sammelt. Ich selbst fand spärliche Tetrasporangien-

[1]) So zeigt *Sphacelaria cirrhosa* bei gering entwickeltem Basallager reich verzweigte aufrechte Fäden, während bei *Sphacelaria olivacea* ersteres kräftig entwickelt ist und bei *Battersia mirabilis* überwiegt.

[2]) Dieser Wert ist aus der Rosenvinge'schen Figur 9 *B* abgeleitet.

bildung, wie schon bemerkt, das ganze Jahr hindurch, während ich reichlich fruktifizierende Exemplare im letzten Frühjahr beobachtete.

Eine andere als die Tetrasporenfruktifikation ist mir nicht bekannt geworden.

3. Der Zellinhalt.

Der Zellinhalt ist bisher von den Autoren, die sich mit *Rh. membranaceum* beschäftigen, unberücksichtigt geblieben. Sowohl die cylindrischen Zellen des aufrechten wie die meist isodiametrischen Zellen des basalen Thallus beherbergen stets nur einen schon ohne Färbung deutlich erkennbaren Kern, welcher meist das Zentrum des Zelllumens, aber einer Wand genähert oder ihr anliegend einnimmt (Fig 4 bei *n* in *E*, Fig. 7). Ein Kernkörperchen habe ich nicht erkennen können. Der Chromatophorenapparat besteht in mehreren zahlreich verzweigten und mannigfach gewundenen und ausgebuchteten Bändern, die seltener locker gelagert sind (*A* in Fig. 4), in der Regel vielmehr so dicht angeordnet sind, dass sie einander fast berührend nur schmale Rinnen zwischen sich frei lassen (Fig. 4 *B, C, D*). Bald sind diese Bänder so schmal, dass es fast zur Abschnürung einzelner Stücke kommt, bald verbreitern sie sich wieder zu fast polygonartigen Zweigen; dies ist besonders in den Zellen des Basallagers der Fall (Fig. 4 *B*). Zwischen und unter den Bändern bemerkt man bald vereinzelt bald massenhafter die glänzenden Körner der Florideenstärke. Das Lumen der Zelle wird gewöhnlich durch eine grosse Vakuole eingenommen; zuweilen aber und besonders bei kräftiger Entwicklung der körnigen Bestandteile erstrecken sich einzelne Plasmasepten auch in's Innere, sodass zahlreiche kleinere Vakuolen entstehen (Figur 4 *F*), und geht dieser Prozess noch weiter, so erscheinen schliesslich ganze Teile der Zelle lückenlos mit protoplasmatischen und körnigen Inhaltsstoffen angefüllt (Fig. 4 *E*).

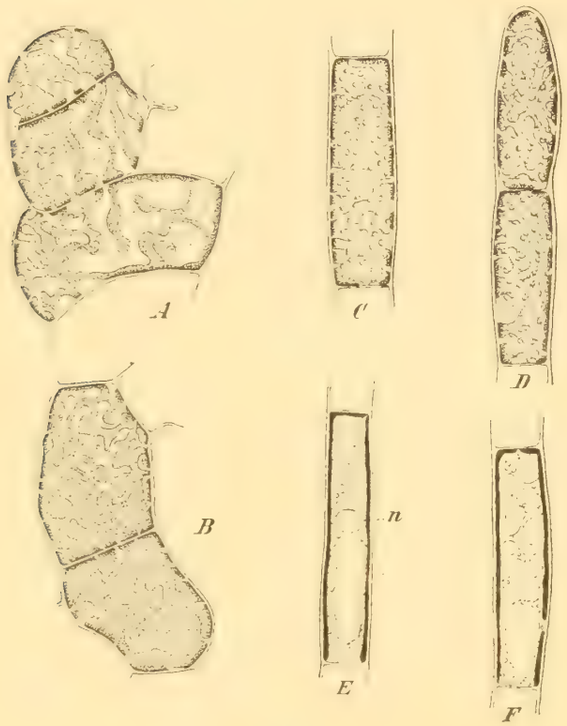


Fig. 4.

Rhodochorton membranaceum Magnus. Zellen mit Chromatophoren. *A* Zellen der Basalpartie mit lockeren, *B* Zellen der Basalpartie mit dichten Chromatophoren, *C, D* Zellen des aufrechten Thallus von oben, *E, F* Zellen des aufrechten Thallus im optischen Längsschnitt, *n* Kern.
Vergr. *A*, *B* $\frac{750}{1}$, *C*—*F* $\frac{900}{1}$.

Zum Vergleiche mögen hier noch zwei andere *Rhodochorton*-Arten herangezogen worden. Bei *Rhodochorton Rothii* (Engl. Bot.) Näg. (Fig. 5) liegen die Verhältnisse im ganzen ähnlich wie

bei *Rh. membranaceum*. Der Chromatophor besteht aus mehreren stark verzweigten und ausgebuchteten Bändern, die hier entsprechend den grösseren Zelldimensionen etwas robuster sind. In jeder Zelle befindet sich ein Kern und auch Florideenstärke tritt zuweilen sehr massenhaft auf.

Fig. 5.
Rhodochorton Rothii (Engl. Bot.) Näg. Zellen der aufrechten Zweige. *A* von der Oberfläche, *B* im optischen Längsschn., *ch* Chromatophor, *n* Zellkern. Vergr. $\frac{300}{1}$.

Bemerkenswert ist hier, dass sich der Chromatophorenapparat nicht selten so kräftig entwickelt, dass seine Bänder im protoplasmatischen Wandbelag nicht mehr Platz finden und unter einander weg, den Septen der Vakuolen folgend, in das Zelllumen hineinwachsen. Dann ergiebt der optische Längsschnitt Bilder, wie sie Fig. 5 *B* darstellt, wo *ch* die im Profil gesehenen Chromatophorenbänder und *n* den Zellkern bedeutet.

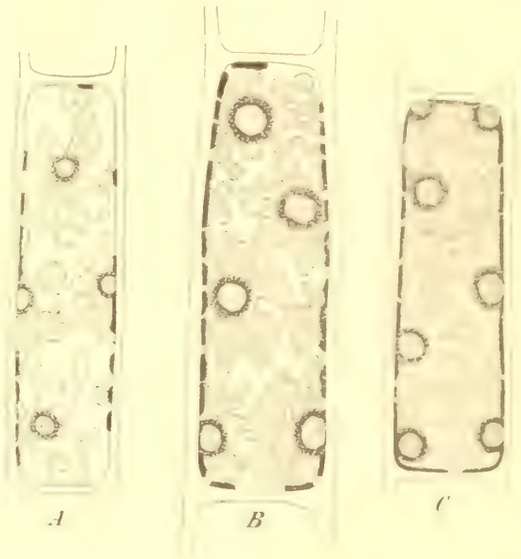


Fig. 6.
Rhodochorton floridulum (Dillw.) Näg. Zellen der aufrechten Zweige mit Chromatophoren. *A* die Bänder der sternförmigen Chromatophoren sind sehr schmal, *B* die Bänder sind breiter, *C* die Bänder lassen nur rinnenförmige Lücken zwischen sich. Vergr. $\frac{250}{1}$.

Scheinbar abweichend, im Prinzip aber ähnlich gestaltet sich der Chromatophorenapparat von *Rh. floridulum* (Dillw.) Näg. Hier tritt ein neues, den Zellen von *Rh. membranaceum* und *Rothii* fehlendes Organ hinzu, indem jeder der wieder in der Mehrzahl vorhandenen Chromatophoren ein schön entwickeltes Pyrenoid trägt. Von diesem die Mitte einnehmenden Pyrenoid strahlen die einzelnen Zweige des Chromatophors, oft wieder geweihartig verzweigt, nach allen Seiten gleichmässig aus und so erhalten wir 6—10 sternförmige lebhaft rot gefärbte Platten, welche dem Zellinhalt ein äusserst zierliches Aussehen verleihen. Fig. 6 stellt bei *B* den normalen Fall dar. Weniger häufig sind die Strahlen der Sterne, wie in *A*, stark verschmälert und zugleich infolge geringerer Dicke des Chromatophors heller gefärbt, dagegen kommt es häufig, wie man bei *C* sieht, durch lebhaftes Wachstum der Chromatophoren-Ränder zu gegenseitiger Abplattung der ganzen Sterne sowohl wie ihrer einzelnen Strahlen und unwillkürlich erinnert uns das so entstehende Bild an die schildförmigen Antheridienzellen einer Chara. Im übrigen entspricht der Zellinhalt von *Rh. floridulum* dem der beiden anderen Arten: in einer äquatorialen Zone findet sich ein ziemlich grosser Kern (links in *A*), von welchem einige hier und da etwas Florideenstärke beherbergende Plasmasepten ausstrahlen.

4. Das Verhältnis von *Rhodochorton membranaceum* zum Substrat.

Schon bei oberflächlicher Betrachtung erkennt man, einmal aufmerksam geworden, dass das Basallager von *Rhodochorton* nicht der Aussenseite des *Sertularia*-Gehäuses aufsitzt. *Sertularia*, eine zur Unterordnung der Campanularien gehörige Gattung der Hydroidpolypen, besitzt nach Claus[1]) „verzweigte Hydroidstöckchen, deren Polypen in flaschenförmigen Zellen an entgegengesetzten Seiten der Äste sich erheben". Die Stöckchen selbst entspringen wieder einem auf Algen, Steinen, u. s. w. kriechenden Geflecht von Zweigen, den sogenannten Stolonen. Magnus, der das Basallager sorgfältig untersuchte, spricht bei der ausführlichen Beschreibung schlechtweg von einem roten Überzug, erwähnt aber im Reisebericht, wenn auch nur beiläufig, dass die *Rhodochorton*-Fäden auch in der *Sertularia* vorkämen. Auch Collins[2]) erwähnt 1883, dass „*Callithamnion membranaceum* grows in the interior of polyzoa, sponges" etc., aber erst Stroemfelt scheint 1887 auf die Sache etwas näher eingegangen zu sein. Die mir von Herrn Dr. Kolderup Rosenvinge mitgeteilte Stelle aus den Botaniska Notiser[3]) lautet wie folgt: „Stroemfelt förevisade teckningar och preparat af *Rhodochorton membranaceum* Magn. från Bohuslän, hvilka bekräftade Collins' iakttagelse, att denna egendomliga floridé ej växer utanpå utan inuti kitinväggen hos *Tubularia*, *Diphasia* m. fl. Hydrozóer"[4]).

Möbius hat 1891 eine Zusammenstellung der endophytischen Algen gegeben[5]), aus welcher hervorgeht, dass vor allem die Membranen von Wasserpflanzen infiziert werden; daneben sind aber auch eine Anzahl anderer Substrate bekannt, so die Membranen gewisser Landpflanzen, die Gewebe einiger Schwämme, die Haare von *Bradypus*, besonders aber die Kalkschalen von Mollusken und Würmern. Allen diesen Pflanzen muss die Fähigkeit eigen sein, das von ihnen bewohnte Substrat entweder mechanisch auseinanderzutreiben oder chemisch zu lösen. Mögen auch mechanische Kräfte insofern wirksam sein, als sie durch die räumliche Ausdehnung des Eindringlings die Ablösung ganzer Zellkomplexe unterstützen, so kann es sich doch bei der Lösung des den Endophyten beherbergenden Mediums selbst, wie auch Pfeffer in seiner „Pflanzenphysiologie" (1881) p. 231 hervorhebt, nicht um eine einfache mechanische Durchbohrung handeln. Bei den kalkbewohnenden Algen würde das Ausscheiden einer Säure durch die wachsende Thallusspitze genügen,

[1]) Claus, Lehrbuch der Zoologie 1891 p. 290.

[2]) Collins, Notes on New England Marine Algae II p. 56 1883. (Bulletin of the Torrey Botanical Club. Vol. X).

[3]) Botaniska Notiser unter „Botaniska sektionen af naturvetenskapliga studentsällskapet; Upsala, d. 8. Februari 1887". Die Stelle war mir leider unzugänglich. Im Botan. Zentralblatte habe ich darüber nichts gefunden.

[4]) Während des Druckes wird mir noch eine Arbeit von Alfred Giard bekannt: „Le laboratoire de Wimmereux en 1889 (Recherches fauniques)". Separatabdruck aus dem Bull. scientif. de la France et de da Belgique 1890, wo auch die Aufzählung einiger Meeresalgen gegeben wird (p. 259 - 63). Hier wird ebenfalls darauf aufmerksam gemacht, dass *Rhodochorton membranaceum* „vit en parasite à l'intérieur du revêtement solide des cormus de *Sertularia abietina* et *Hydrallmannia falcata*".

[5]) Möbius, Conspectus algarum endophytarum in La Notarisia 1891. No. 24—26.

um ihr Vordringen in dem ungewohnten Medium zu erklären; der Algenfaden würde sich also ähnlich verhalten, wie das Wurzelhaar einer Phanerogame. Bei denjenigen Algen, die in der Membran anderer Pflanzen wachsen, müsste man, wie es Pfeffer und Sachs für die Pilze thun, die Ausscheidung eines diastatischen Fermentes annehmen, durch welches die Cellulose in lösliche Glycose umgewandelt wird. Für unsere im Chitinpanzer von *Sertularia* wohnende Floridee finden wir schliesslich ein Analogon in den insektentötenden Pilzen, von denen *Empusa Muscae*, der im Herbst unsere Stubenfliegen befallende Pilz, jedem Laien bekannt ist und über die sich Sachs[1]) wie folgt äussert: „Ebenso durchbohren Keimschläuche verschiedener parasetischer Pilze die Körperdecken von Insekten, wozu in ähnlicher Weise, wohl ebenfalls notwendig ein Ferment an der Oberfläche des Keimschlauches vorhanden sein muss, welches in diesem Falle, wo es sich um Auflösung von Eiweissubstanzen und vielleicht sogar von Chitin handelt, als ein peptonisierendes betrachtet werden darf". Doch führt die Analogie mit den Pilzen nicht so weit, dass *Rhodochorton membranaceum* das unbekannte Umwandlungsprodukt der Chitinsubstanz als Nahrung verbraucht. Vielmehr scheint hier nur eine Art Raumparasitismus vorzuliegen, da unsere Alge sich ja vermöge ihrer Chromatophoren selbständig organische Nahrung zu verschaffen im Stande ist und nicht nur mit ihren aufrechten Trieben, sondern zuweilen auch mit den kriechenden Fäden aus dem umschliessenden Chitinmedium heraustritt.

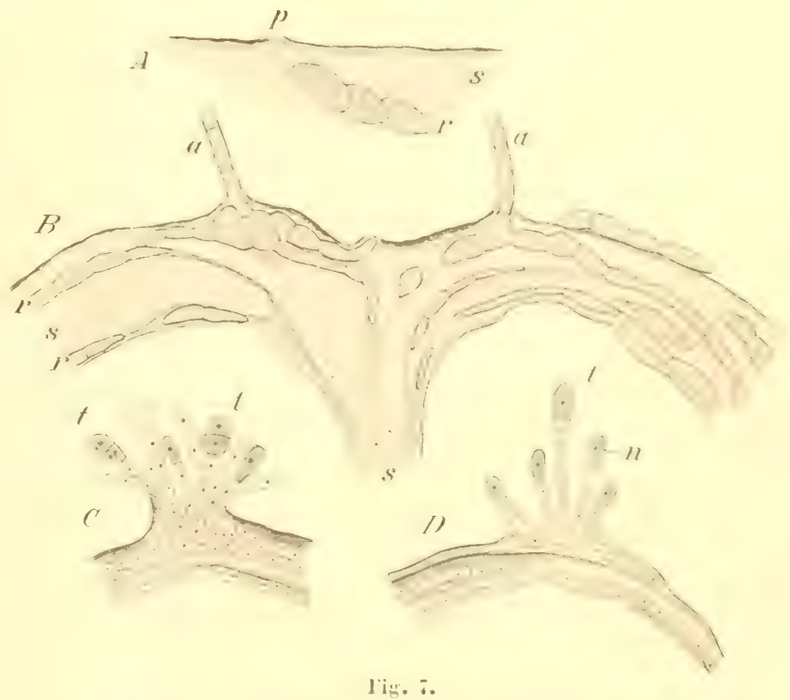


Fig. 7.

Rhodochorton membranaceum Magnus. Querschnitte durch infizierte Particen von *Sertularia pumila*. *A* An die Oberfläche dringende Zellen des Basallagers. Vergr. $\frac{900}{1}$. *B* Fäden des Basallagers, die ganze Dicke des Chitinpanzers durchsetzend, rechs ein an der Oberfläche kriechender Faden. Vergr. $\frac{345}{1}$. *C*, *D* Basallager mit Tetrasporangiensori etc. Vergr. $\frac{375}{1}$. *r* Fäden des Basallagers, *a* aufrechte Fäden, *t* Tetrasporangien, *p* freier Raum vor der wachsenden Spitze, *s* Chitinpanzer von *Sertularia*.

Auf Querschnitten, die mit dem Mikrotom angefertigt wurden, zeigte es sich, dass die Fäden von *Rhodochorton* alle Schichten des *Sertularia*-Gehäuses durchziehen, also sowohl dicht unter der Aussenseite wie auch im Innern und ganz nahe dem Lumen der Gehäuse vorkommen; doch durchsetzen sie die übrigens sehr verschieden dichten Schichten selten in querer Richtung, sondern

[1]) Sachs, Vorlesungen über Pflanzenphysiologie 1882 p. 471.

bevorzugen vielmehr die der Oberfläche parallele Ebene (Fig. 7). Oft entstehen, indem einzelne Fäden und deren Zweige sich dicht aneinander schmiegen, kleine Zellpolster, die dann gewöhnlich als Ursprungsstelle für die nach aussen hervorbrechenden Sori der Sporangienzweige dienen. Zuweilen aber bahnt sich auch ein einzelner Zweig selbständig den Weg nach aussen und in diesem Falle beobachtete ich vor der Spitze der Endzelle einen durch Lösung der Chitinmasse entstandenen Hohlraum (Fig. 7 *A* bei *p*).

Dass es sich bei *Sertularia* wirklich um Chitin handelt, darüber hatten die Zoologen, bei denen ich mich erkundigte, keinen Zweifel. Dr. Hartlaub machte mich auch darauf aufmerksam, dass diese Fähigkeit, die Chitinwand zu durchbrechen, auch den Gonangienknospen der Sertularien sowie den jungen Anlagen von Stolonen zukäme; es müssen hier also ähnliche Fermentwirkungen stattfinden, wie wir sie bei dem pflanzlichen Eindringling vermutet haben, der übrigens das Wachstum der Hydroidstöckchen in keiner Weise zu beeinträchtigen scheint. Wenigstens fand ich sehr oft durchaus lebenskräftige Kolonien völlig bedeckt mit dem roten Überzuge unserer kleinen Alge.

3.

Die Gattung *Mikrosyphar* Kuckuck.

Hierzu Tafel IX und X [3 und 4].

Als ich im Sommer 1892 im Kieler Botanischen Institut abgestorbene *Zostera*-Blätter auf kleine epiphytische Algen durchmusterte, erregte eine winzige Phaeosporee dadurch meine Aufmerksamkeit, dass einzelne Zellen ihrer zarten kriechenden Fäden, auf welche der Thallus reduziert war, direkt in Sporangien umgewandelt werden konnten. Ich musste mich damals begnügen, einige Zeichnungen anzufertigen, und würde auch heute noch zögern, dieselben zu veröffentlichen, wenn ich nicht mittlerweile bei der Untersuchung des Helgoländer Florengebietes auf zwei weitere und zwar endophytisch lebende Phaeosporeen gestossen wäre, welche in die unmittelbare Nähe des Kieler Pflänzchens gehören und zugleich zeigen, dass es sich hier in der That um einen neuen und gut ausgeprägten Typus der Phaeosporeen handelt.

In einer kleinen im vorigen Jahre erschienenen Abhandlung[1]) habe ich daher die Diagnose der mit dem Namen *Mikrosyphar* belegten Gattung mitgeteilt und auch in den „Bemerkungen zur marinen Algenvegetation von Helgoland II“[2]) ihre beiden Vertreter mit aufgezählt und durch zwei Figuren kurz erläutert. An dieser Stelle sei es mir nun gestattet, auf die drei kleinen Phaeosporeen, denen ich die Namen *Mikrosyphar Zosterae, M. Porphyrae* und *M. Polysiphoniae* gegeben habe, etwas näher einzugehen.

1. *Mikrosyphar Zosterae* Kck.

Der kleine Epiphyt lebt gemeinschaftlich mit anderen epiphytischen Meeresalgen und Keimpflänzchen derselben auf abgestorbenen *Zostera*-Blättern, wie sie das Schleppnetz in der Kieler Föhrde an einzelnen Stellen massenhaft aus der unteren litoralen und der oberen sublitoralen

[1]) „Über einige neue Phaeosporeen der westlichen Ostsee“ (Botan. Zeitung Heft VIII p. 177) 1895.

[2]) Diese Berichte Bd. II Heft 1 Abteilung 2.

Region heraufbefördert, und kann speziell mit den kriechenden, gleichfalls sehr zarten Fäden des Basallagers von *Leptonema fasciculatum* Rke. verwechselt werden, mit denen er zuweilen den Wohnort teilt. Er siedelt sich mit Vorliebe an solchen Stellen des Substrates an, die von *Cocconeis*-Schalen bedeckt sind, einer kleinen zu den Cocconeidaceen gehörigen Diatomeengattung, deren Angehörige bekanntlich auch an vielen Meeresalgen eine oft erstickende Mikrovegetation bilden. Mag auch der Zufall und die Gemeinsamkeit des Vorkommens hierbei eine Hauptrolle spielen, so lässt sich doch andererseits auch die Vermutung nicht ganz von der Hand weisen, dass den flachen und im Querschnitt etwas ovalen Fäden von *M. Zosterae* von den wie sehr niedrige Schachteln auf der *Zostera*-Membran liegenden und durch ihre kräftige Kieselmembran widerstandsfähigeren Zellen der *Cocconeis* ein gewisser Schutz gewährt wird, welcher z. B. bei Seegrasblätttern, die auf Sandboden hin- und hertreiben, für den zarten Epiphyten die Gefahr des Abgeriebenwerdens sehr vermindert.

Die Figuren 1 und 2 unserer Tafel IX [3] geben bei starker Vergrösserung einige Partieen wieder, welche alle Verhältnisse der kleinen Phaeosporee zeigen. Rechts in Figur 1 sehen wir einige lebhaft wachsende Fäden (*b b*), welche sich, der *Zostera*-Membran dicht anliegend, zwischen einigen *Cocconeis*-Zellen (*d d*) hinschlängeln und stellenweise den Rändern derselben folgen. Der mittlere, am weitesten vorgedrungene Faden hat eine Anzahl Zweige (*a a*) und zwar auf jener Seite gebildet, wo ihre Anlage und Entwicklung unbehindert von den Zellen der Diatomeen erfolgen konnte. Hierbei wurde aber der noch einzellige Zweig, welchen die vierte Zelle des Hauptsprosses entsandte, gezwungen, am Rande einer *Cocconeis*-Schale in einer der Richtung jener diametral entgegengesetzten Richtung entlang zu wachsen. Solche Stellen machen es zuweilen schwierig, besonders wenn Zellreihen verschiedener Sprosse pseudoparenchymatisch aneinander schliessen, den Verlauf der einelnen Fäden zu verfolgen, und auch im vorliegenden Falle könnte man vielleicht geneigt sein, den einzelligen Zweig bei *a* für die Spitze der sich krümmenden und durch eine *Cocconeis* in ihrer Entwicklung beengten Hauptaxe, diese selbst aber für einen Zweig zu erklären, welche an der Diatomeenschale vorbei einen Ausweg gefunden hat und nun an Stelle des Hauptsprosses die Verlängerung des Thallus übernehmend, rasch in die Länge gewachsen ist. Doch erscheint mir die zuerst entwickelte Auffassung als die natürlichere. Vergeblich bemühte ich mich, Stellen zu finden, wo die interkalare Bildung einer Querwand zweifellos war. Die Teilungen dürften mithin auf die Spitzenzelle beschränkt sein, ein Wachstumsmodus, der mir nach den Beobachtungen an anderen Phaeosporeen von vornherein wahrscheinlich war[1]). Die Anlage der Zweige geschieht zwar im allgemeinen in akropetaler Reihenfolge, doch sind adventive Bildungen von jüngeren Zweigen zwischen oder hinter etwas älteren ein häufiger Fall (Fig. 1). Haarbildungen habe ich nicht beobachtet. Da dieselben aber auch bei der unserer Art sehr nahestehenden *M. Porphyrae* sowie bei einer ähnlich gebauten Art, *Phaeostroma Bertholdi* Kck., sehr spärlich und leicht zu übersehen sind, das zur Verfügung stehende Unter-

[1]) Vergl. Kuckuck, Über Schwärmsporenbildung bei den Tilopterideen u. s. w. p. 293 (Pringhsheims Jahrbücher Bd. XXVIII Heft 2, 1895).

suchungsmaterial auch nicht gerade reichlich war, so ist ihr Vorhandensein ebenso wahrscheinlich wie ihr Fehlen.

Der Thallus ist durchweg monosiphon. Seine Zellen strecken sich meist bis zum Doppelten, seltener bis zum Dreifachen ihrer Breite und nur ausnahmsweise, besonders kurz vor der Sporangienbildung sowie bei beschränkten Raumverhältnissen und parenchymatischem Aneinanderlegen bleiben sie kurz und gedrungen (Fig. 2). Ihre zarten Aussenwände sind in der Regel etwas ausgebuchtet und da auch die Fäden selbst einen geschlängelten Verlauf zu nehmen pflegen, so erhalten sie dadurch einen rhizinenartigen Charakter. Jede Zelle enthält meist nur einen, seltener zwei ziemlich zarte, oft etwas ausgelappte, plattenförmige Chromatophoren, ganz ähnlich wie dies bei *Ascocyclus foecundus* (Strömfelt) Rke. var. *seriatus* Rke., *Ascocyclus globosus* Rke. und *Ectocarpus repens* Rke., auch bei *Mikrosporyium gelatinosum* der Fall ist[1]). Pyrenoide scheinen ihnen zu fehlen und die den Eindruck derselben hervorrufenden hellglänzenden Körper physodenartiger Natur zu sein.

Alle Zellen, auch die der Zweige, sind dem Substrate dicht angeschmiegt und etwas flachgedrückt. Erst wenn das Pflänzchen zur Sporangienbildung schreitet, beginnen sich die der *Zostera*-Membran abgekehrten Zellwandseiten einzelner Zellen in einer zu ihr ungefähr senkrechten Richtung emporzuwölben. Zuweilen wird schon während dieses Vorganges der Zellinhalt fertilisiert, indem der Chromatophor in die flache Kuppe hineinrückend eine kleine meist kreisförmige und rötlich gefärbte Stelle als Augenpunkt ausbildet und die physodenförmigen Bestandteile eine wenn auch schwache Vermehrung erfahren. Schliesslich verlässt der so umgeformte Inhalt als einziger Schwärmer durch einen am Scheitel der Papille entstehenden Schlitz das Sporangium, welches mithin einer ganzen vegetativen Zelle gleichwertig ist (Fig. 1 links). Häufiger grenzt sich die einer Zweiganlage entsprechende Papille durch eine uhrglasförmige Wand von der Mutterzelle ab und wird sofort oder nach nochmaliger Querteilung fertilisiert. Indem nun in der Regel auch die basale Zelle zur Fortpflanzung mit herangezogen wird, erhalten wir die unscheinbare für die ganze Gattung charakteristische Form der als Trichosporangien (plurilokuläre Sporangien) zu bezeichnenden Fortpflanzungsorgane.

Die Entleerung der Sporangien selbst habe ich nicht beobachtet. Auch über die Gestalt der Schwärmer kann ich bei dieser Art keine Angaben machen, doch dürften dieselben von dem für die Phaeosporeen allgemein bekannten Bau in keiner Hinsicht abweichen.

2. *Mikrosyphar Porphyrae* Kck.

Die zweite hierher gehörige Art, *Mikrosyphar Porphyrae* Kck., beobachtete ich zum ersten Male Ende Juni 1894 auf *Porphyra leucosticta*, welche am Nadhurnbrunnen im flachen Wasser auf den roten Felsen wuchs. Auch im Herbst (Oktober) 1895 fand ich sie ohne Mühe wieder,

[1]) Vergl. die Figuren im „Atlas deutscher Meeresalgen".

diesmal auf *Porphyra laciniata*, welche ich an der Südspitze sammelte und auf den kleinen Endophyten untersuchte. Er bildete besonders in der Nähe des Randes der *Porphyra*-Lappen rundliche, ausstrahlende, braune Scheiben von ca. 1 mm Durchmesser und darüber (Taf. IX [3] Fig. 3) und wuchs gemeinschaftlich mit einigen kleinen *Chantrania*-Arten, trat aber nicht so massenhaft auf wie diese.

Der Thallus von *M. Porphyrae* besteht aus einem zarten Geflecht monosiphoner, zerstreut verzweigter Fäden, welche, aus der Spore sich entwickelnd, die weiche Gallerte des *Porphyra*-Laubes nach allen Richtungen durchsetzen. Anfänglich breiten sie sich nur in der die Aussenwand bildenden, gegen das Wasser und die *Porphyra*-Zellen durch ein zartes festes Häutchen abgeschlossenen Gallertmasse aus und folgen dabei mit Vorliebe den Umrissen der *Porphyra*-Zellen, da hier durch die angrenzenden Vertikalwände dicke Gallertbalken gebildet werden, in denen das Wachstum mit grosser Leichtigkeit vor sich gehen kann. Sehr bald aber dringen einzelne Zweige auch zwischen die Zellen des Wirtes selbst ein, vermeiden aber die zwischen eben entstandenen Tochterzellen befindlichen dünnen Membranen, deren Dehnung eine grössere Arbeit und daher für die rasche Ausbreitung einen Zeitverlust bedeuten würde. So findet man die ausgewachsenen Scheibchen auf beiden Seiten des *Porphgra*-Laubes und kann auf Querschnitten leicht feststellen, dass ihre Fäden in wirrem Durcheinander den Thallus der Wirtspflanze in seiner ganzen Dicke durchsetzen. Wenn sich hierbei auch oft mehrere Fäden mit ihren Zweigen aneinander legen und es dadurch stellenweise zur Bildung eines Pseudoparemchyms kommt, so wird das Zustandekommen eines geschlossenen Thallus hier doch in derselben Weise durch die *Porphyra*-Zellen gehindert, wie es bei *M. Zosterae* durch die Zellen der *Cocconeis* geschah. Die dem Auge als kleine braune Flecken erscheinenden Pflänzchen zeigen daher in der Aufsicht bei mittlerer Vergrösserung ein nur in der Mitte sehr dichtes, nach dem Rande hin aber immer lockerer werdendes Netzwerk sich in mannigfacher Weise kreuzender, berührender und ausweichender Zellfäden (Taf. IX [3] Fig. 5 und 6).

Trägt mithin bei unserem kleinen Endophyten das Gesamtbild des Thallus von denen der erst besprochenen Art verschiedene Züge, so herrscht doch eine grosse Übereinstimmung, sobald wir das Wachstum der Zellfäden, den Inhalt der Zellen und die Sporangienbildung von *M. Porphyrae* näher in's Auge fassen. Fig. 11 auf Tafel IX [3] stellt einen der lebhaft wachsenden Zweige dar, wie sie die Vergrösserung des Thallus übernehmend und sich oft weit in die *Porphyra*-Gallerte vorbohrend allgemein an seiner Peripherie auftreten, auch wenn die mittleren Partieen desselben schon reichlich Sporangien produzieren. Hier wie dort scheint die Verlängerung des zerstreut, nie opponiert verzweigten Thallus ausschliesslich durch die Thätigkeit der Spitzenzellen vor sich zu gehen; auch hier pflegt die Länge der Gliederzellen das Doppelte bis Dreifache ihrer Breite zu betragen und ebenso wie bei *M. Zosterae* ist auch bei *M. Porphyrae* der Assimilationsapparat in Gestalt eines oder zwei meist etwas gelappter plattenförmiger Chromatophoren ausgebildet.

Der vegetative Thallus des Endophyten beschränkt sich durchaus auf die gallertigen Wände des Wirtes; er dringt also weder in das Lumen der *Porphyra*-Zellen ein, deren Wände er

höchstens hier und da, doch meist ohne nachteilige Beeinflussung ihres Inhaltes, einbeult, noch breitet er sich auf der äusseren Oberfläche der *Porphyra*-Lappen aus; nur in einem Falle wird hiervon eine Ausnahme gemacht. *M. Porphyrae* besitzt echte Phaeosporeenhaare und diese entwickeln sich, wie es auch anders nicht gut denkbar ist, stets ausserhalb der Wirtspflanze. Sie entstehen als terminale Fortsetzung eines senkrecht gegen das äussere Membranhäutchen (*e* in Fig. 12 auf Tafel IX [3]) des *Porphyra*-Thallus wachsenden Fadens, welches sie alsbald unter Bildung eines manschettenartigen, ihre Basis umschliessenden Walles (*w*) durchbohren, um nun rasch durch Teilung der zwei untersten Zellen (*i*) und ausgiebige Streckung der nach oben abgeschiedenen Zellen in die Länge zu wachsen.

Da die Fortpflanzung, wie allgemein bei den Phaeosporeen, durch Schwärmsporen stattfindet, so wird der Endophyt gezwungen, bei der Sporangienbildung an die Oberfläche zu kommen. Daher finden wir auf Querschnitten durch das *Porphyra*-Laub, wie besonders in den mittleren Partieen des *Mikrosyphar*-Geflechts die Enden der Astspitzen oder die Kuppen kurzer ein- bis wenigzelliger Zweigchen an zahlreichen Stellen das dünne, aber ziemlich feste Häutchen, welches die gallertige Zwischensubstanz der Wirtspflanze nach aussen abschliesst, erst etwas emporheben und dann durchbrechen. Schon während dieses Prozesses kann wenigstens die oberste Zelle direkt fertilisiert werden, ganz in derselben Weise, wie dies oben für *M. Zosterae* beschrieben wurde, und zuweilen werden eine oder zwei der darunter liegenden Zellen ohne weiteres zur Sporangienbildung herangezogen; häufiger aber scheinen sich die oberste oder die beiden obersten Zellen erst noch zu teilen und auf diese Weise jene kurzzylindrischen, wenigfächerigen, häufig zu sorusartigen Gruppen vereinigten Sporangien zu entstehen, welche in jedem ihrer Fächer nur eine, im ganzen also kaum mehr als vier Zoosporen heranreifen lassen (Tafel IX [3] Fig. 7—9).

Die Schwärmer, welche ich hin und wieder beobachtete und die durch eine schlitzförmige Öffnung am Scheitel des Sporangiums austreten, zeigen durchaus den gewöhnlichen Bau; von birnförmiger Gestalt besitzen sie am hinteren Ende einen kahnförmigen Chromatophor, dessen runder, rötlicher Augenpunkt zugleich als Ansatzstelle für die beiden ungleich langen Geisseln dient.

3. *Mikrosyphar Polysiphoniae* Kck.

Die kleine leicht zu übersehende Phaeosporee wurde von mir an Exemplaren von *Polysiphonia urceolata* gefunden, die ich im Juni 1893 auf den Kreideklippen bei der Helgoländer Düne gesammelt hatte. *P. urceolata* ist durch 4, besonders in den unteren Teilen sehr lang gestreckte Perizentralzellen ausgezeichnet, in deren äusserer Membran die zarten monosiphonen Fäden des Endophyten in scheinbar ganz unregelmässiger Weise umherkriechen und bei schwacher Vergrösserung als bräunlicher Anflug sichtbar sind. Die Verlängerung des Thallus geschieht, soweit festgestellt werden konnte, durch Teilung der vordersten Zelle und Streckung der nach hinten abgeschiedenen Zellen, sodass auch hier die Teilungsfähigkeit auf die Spitzenzelle beschränkt bleibt.

deren keilförmige Gestalt ihr Vordringen in die *Polysiphonia*-Membran erleichtert (Tafel X [4] Fig. 3 bei *C*). Wo eine wachsende Fadenspitze auf einen älteren Thallusteil stösst, kann es geschehen, dass sie ihr Wachstum gänzlich sistiert; in der Regel wird sie aber, wenn noch irgend Raum vorhanden ist, die Richtung ihres Wachstums ändern, wie sich dies besonders schön bei *a* in Fig. 1 (Taf. X [4]) erkennen lässt. Nur sehr selten und ausnahmsweise werden Längswände gebildet, deren meist schiefe Stellung darauf hindeutet, dass ursprünglich eine Zweiganlage bezweckt wurde, deren Entwicklung später unterblieb. Bemerkenswert ist, dass die Zweige keine gleiche Richtung, etwa nach der wachsenden Spitze der Mutterachse hin, haben, sondern, meist im rechten Winkel abgehend, oft vielfach gewunden und ganz unregelmässig verlaufen. Die Hauptäste dagegen bevorzugen die Kanten der *Polysiphonia*-Zellen, da wo zwei benachbarte Zellen aneinander stossen, und verlaufen infolgedessen parallel zur Längsachse der Wirtspflanze; die radialen, nach innen abgehenden Wände werden von ihnen vermieden (Fig. 7 auf Taf. X [4]). Haare wurden, ebenso wie bei *M. Zosterae*, vermisst.

Jede Zelle beherbergt einen bis wenige Chromatophoren, die als ausgebuchtete, zuweilen etwas bandförmig verlängerte Platten meist der oberen Zellwand anliegen. Es herrscht also auch hier im wesentlichen Übereinstimmung mit den beiden vorigen Arten, obschon der Fall, dass eine Zelle drei Chromatophoren beherbergt, nicht selten ist.

Schickt sich das Pflänzchen zur Sporangienbildung an, so schliessen sich, wie dies auch bei sterilen Teilen öfters geschieht, seine Zellfäden zu einem Pseudoparenchym zusammen. Indem hierbei ganz kurz bleibende Zweige, welche sich eng aneinander drängen, nach oben entsandt werden, entsteht ein mehrschichtiges Zellenlager, das schliesslich die Membran der *Polysiphonia* zum Bersten bringt (Taf. X [4] Fig. 7) und den jungen Sporangiensorus darstellt. Diese Art der Sporangienentstehung entspricht durchaus dem für die beiden anderen Arten beschriebenen Verhalten; nur wird hier infolge des beschränkten Raumes, den das Substrat dem Endophyten gewährt, ein engerer Zusammenschluss der einzelnen Sporangien herbeigeführt, welche unter einander verwachsen und so einen geschlossenen Sorus bilden. Die Figuren 8 und 9 auf Tafel X [4] zeigen zwei Sporangiensori im optischen Längsschnitt. Man sieht in der linken Figur eine Anzahl 1—3fächeriger, meist reifer Sporangien, in der rechten Figur eine Reihe junger und entleerter Sporangien. Ähnliche Partieen in der Aufsicht stellen die Figuren 6 und 7 dar. Nicht immer ist die Sporangienbildung so regelmässig, oft sind die Sori mehr knäuelförmig, indem vegetative Zellen, junge und reife Sporangien von verschiedener Höhe durcheinander wachsen.

Der Austritt der Zoosporen, die ich selbst nicht beobachtet habe, erfolgt ebenso wie bei den beiden anderen Arten.

Zum Schluss möge hier die Diagnose der Gattung und ihrer drei Arten folgen. Die systematische Stellung derselben erscheint mir unsicher; doch sind durch die kurzen einreihigen Sporangien und den Mangel aufrechter Assimilationsfäden Beziehungen zu der Gattung *Phykocelis* vorhanden.

Mikrosyphar Kuckuck.

Thallus nur aus kriechenden, monosiphonen, zerstreut verzweigten, zuweilen zu einem Pseudoparenchym zusammenschliessenden Fäden bestehend; aufrechte Fäden ganz fehlend. Zellen meist doppelt so lang wie breit, mit 1—3 plattenförmigen Chromatophoren. Haare fehlend oder vorhanden. Fortpflanzung durch Schwärmsporen, welche einzeln aus dem ganzen Inhalt einer vegetativen Zelle entstehen können. Meist teilt sich diese aber unter Entsendung einer papillenartigen Aussprossung noch ein- oder zweimal, sodass kleine unscheinbare 2—4fächerige Sporangien gebildet werden.

M. Zosterae Kck.

Bildet mikroskopische braune Anflüge auf abgestorbenen *Zostera*-Blättern. Niederliegender Thallus mit Vorliebe zwischen Gruppen von *Cocconeis* kriechend. Fäden 3—5 μ breit. Haare fehlen.

Auf *Zostera*-Blättern, die im Sommer 1891 in der Strander Bucht (Kieler Föhrde) gedredgt wurden.

M. Porphyrae Kck.

Bildet braune, kreisrunde, ca. 1 mm im Durchmesser haltende Flecken in der Membran von *Porphyra laciniata* und *leucosticta*. Fäden 3—5 μ breit. Haare mit basalem Wachstum vorhanden.

Helgoland, im Sommer in flachem Wasser.

M. Polysiphoniae Kck.

Bildet braune Anflüge in der Membran von *Polysiphonia urceolata*. Fäden 6—9 μ breit. Haare fehlen. Plurilokuläre Sporangien oft zu kleinen Sori vereinigt.

Helgoland, im Sommer.

Tafelerklärung.

Tafel IX (3).

Figur 1—3 *Mikrosyphar Zosterae* Kuckuck.

Fig. 1 und 2. Auf *Zostera* zwischen Gruppen von *Cocconeis (d d)* gewachsene fertile Pflänzchen; *s s* reife, zum Teil entleerte plurilokuläre Sporangien, *b b* wachsende Fadenspitzen, *a a* Zweige. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 3. Auf einem Objektträger in der Kultur gemeinschaftlich mit *Phaeostroma pustulosum* gewachsenes Pflänzchen mit reichlicher Sporangienbildung (*s s*). Vergr. $\frac{700}{1}$.

Fig. 4—12 *Mikrosyphar Porphyrae* Kuckuck.

Fig. 4. Stück einer *Porphyra* mit einigen Pflänzchen im linken Zipfel bei natürlicher Grösse.

Fig. 5. Einzelnes Pflänzchen. Verg. $\frac{40}{1}$.

Fig. 6. Partie aus der Nähe des Randes; *b b* Zellen des Endophyten, *s s* plurilokuläre Sporangien, *p p* *Porphyra*-Zellen. Vergr. $\frac{700}{1}$.

Fig. 7. Fertile Partie mit reifen entleerten Sporangien bei *s s* und sterilen Zellen bei *b b*, von oben gesehen. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 8—10. Wie Fig. 7, aber im Querschnitt; *e* Kutikula des *Porphyra*-Gewebes, *p* *Porphyra*-Zelle. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 11. Wachsender *Mikrosyphar*-Faden mit der Scheitelzelle bei *b* und einem Zweige bei *a*; *p* Zellen der *Porphyra*. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 12. Querschnitt durch ein infiziertes Stückchen von *Porphyra*; *b b* Zellen des Endophyten, *p p* Zellen der Wirtspflanze, *h* Haar mit dem basalen Vegetationspunkt bei *i*, *w* ringförmiger von der *Porphyra*-Kutikula (*e*) gebildeter Wall. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

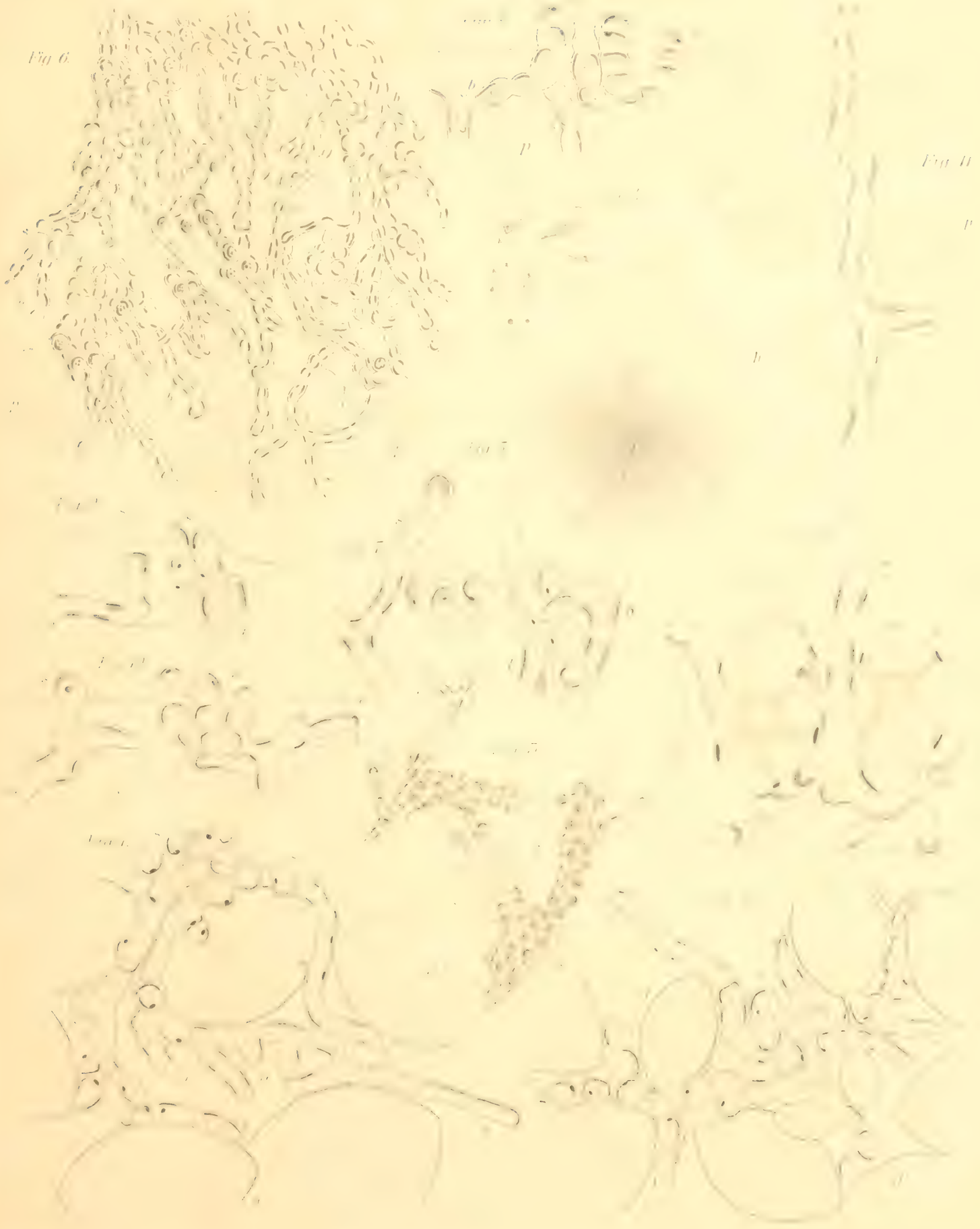


Fig. 1–5 Mikrosyphar Zosterae Kck
Fig. 4–12 Mikrosyphar Porphyrae Kck

Tafelerklärung.

Tafel X (4).

Mikrosyphar Polysiphoniae Kuckuck.

Fig. 1 und 2. Im Laube von *Polysiphonia urceolata* kriechende Thallome des Endophyten; *p* Membran der Wirtspflanze, *b b* wachsende Spitzen, *a a* Zweige, *s* Sporangiensorus des Endophyten. Vergr. $\frac{500}{1}$.

Fig. 3. Optischer Längsschnitt durch die Aussenmembran von *Polysiphonia* mit einem *Mikrosyphar*-Faden; *b* Scheitelzelle, *a a* Zweige, *p* Membran von *Polysiphonia*. Vergr. $\frac{500}{1}$.

Fig. 4. Sterile Partie von oben gesehen. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 5 und 6. Fertile Partieen von oben gesehen mit plurilokulären Sporangien bei *s s* und sterilen Zellen bei *b b*. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 7. Querschnitt durch eine infizierte Stelle von *Polysiphonia*; *p* Membran der Wirtspflanze, *a* keilförmige Zelle des Endophyten. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 8 und 9. Optische Längsschnitte durch die Membran von *Polysiphonia* (*p*). welche durch Sporangiensori aufgetrieben ist; *s** entleerte Sporangien, *b b* sterile Zellen. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

Fig. 1

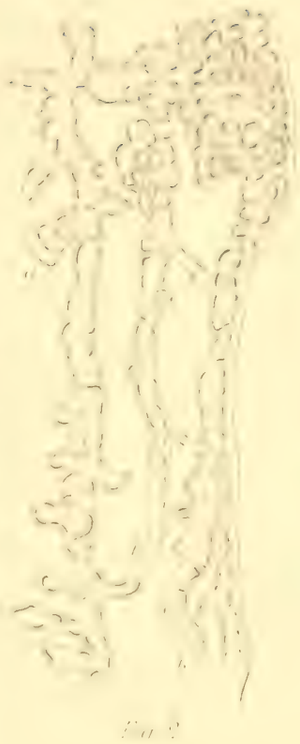


Fig. 2

Fig. 3

Fig. 4

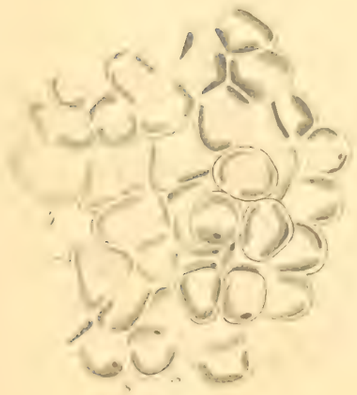


Fig. 5

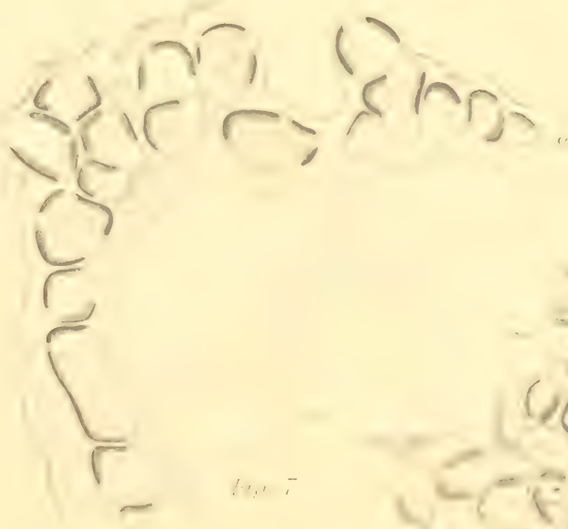


Fig. 7

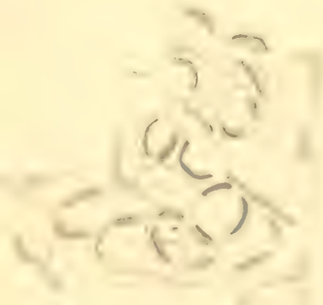


Fig. 8

Fig. 9

Fig. 6

4.

Über zwei höhlenbewohnende Phaeosporeen.

Hierzu Tafel XI—XIII [5—7] und 2 Textfiguren.

Im Winter 1895/96 fand ich an der Westseite von Helgoland in grotten- und höhlenartigen Einschnitten der Felswand zwei Phaeosporeen, die zwei bisher unbekannte, den Gattungen *Ectocarpus* und *Leptonema* angehörige Arten darstellen und auch durch ihre Lebensweise unser Interesse erwecken.

1. *Ectocarpus lucifugus* n. sp.

Diese neue *Ectocarpus*-Art bildet an der senkrechten Felswand auf weite Strecken hin dichte, kurzwollige, hellbraune Überzüge (Tafel XI [5] Fig. 1), welche aus dicht gedrängten, durch einander geworrenen Fäden bestehen, die mit ihren untersten Teilen zwischen den Gesteinspartikelchen umherkriechen (Tafel XI [5] Fig. 2). Auf Präparaten, die man durch Zerdrücken kleiner Proben zwischen zwei Objektträgern gewinnt, gelingt es den Verlauf der unteren Fäden zu verfolgen und festzustellen, dass dieselbe eine direkte Fortsetzung der oberen Fäden bilden, aber dadurch, dass sie sich bogig krümmen, eine zu jenen senkrechte Richtung annehmen und einen rhizomartigen Charakter erhalten. Ihre Zellen sind ebenso lang oder etwas länger als breit, von gedrungener Gestalt und mit einer stark verdickten Membran ausgestattet (Tafel XII [6] Fig. 19). Hier und da schmiegen sie sich dicht an die kleinen Steintrümmerchen des Felsens an und treiben kurze Ausläufer, welche die Befestigung am Gestein verstärken und zuweilen, wiederum bogig aufsteigend, in senkrechte Fäden auswachsen. Diese letzteren stehen sehr dicht und rasenförmig und tragen aufrechte, oft bogig verlaufende Zweige oder unilokuläre Sporangien. Ihre Zellen sind 8—15 μ breit, ebenso bis doppelt so lang als breit und in den oberen wie den unteren Teilen der aufrechten Fäden gleichgestaltet; diese laufen also nicht in haarförmige Zellenreihen aus, sondern bestehen bis zur Spitze aus chromatophorenreichen Zellen.

Das Wachstum scheint vornehmlich durch Teilung der Spitzenzellen zu erfolgen; daneben gehen, wenn auch spärliche interkalare Teilungen einher.

Jede Zelle beherbergt in der Regel nur einen Chromatophor, der eine mannigfach und tief zerschlitzte Platte darstellt und an die sternförmigen Chromatophoren gewisser *Chantransia*-Arten erinnert (Tafel XII [6] Fig. 16). Er bedeckt die Zellwand nur auf der einen Hälfte, greift jedoch mit einigen Zipfeln auch ein wenig nach der anderen herüber (Tafel XII [6] Fig. 17). Nur selten habe ich zwei Chromatophoren in einer Zelle beobachtet (Tafel XII [6] Fig. 18) und ich vermute, dass dies nur ein vorübergehendes Stadium ist, welches vor einer interkalaren Teilung eintritt. In der Zelle der unteren rhizomartigen Fäden wird der Chromatophor rückgebildet, während die tropfenförmigen Bestandteile sich stark vermehren und zu grossen glänzenden, unregelmässig gestalteten Klumpen zusammenballen, die das Lumen der Zelle zuweilen fast ganz erfüllen (Tafel XII [6] Fig. 19).

In jeder Zelle findet sich, wie es bei den Phaeosporeen ausnahmslose Regel ist, ein Zellkern. Oft ist das Zelllumen durch zarte Plasmasepten in zahlreiche Vakuolen geteilt (Tafel XII [6] Fig. 17).

Ich habe bisher mit Sicherheit nur unilokuläre Sporangien beobachtet. Dieselben sind länglich keulenförmig und mit der Basis in den Stiel verschmälert. Ihre Länge beträgt 30—55 μ, ihre Breite 11—16 μ. Ihre Anheftung ist eine sehr variable. Bald stehen sie terminal an den Langtrieben (Taf. XI [5] Fig. 6), bald seitlich auf mehr oder weniger langen Stielen (Taf. XI [5] Fig. 4 und 5), bald sind sie nur einzellig gestielt, bald, wenn auch seltener, sitzend. Ihre Entwicklung verläuft ähnlich, wie ich sie früher für *Ectocarpus litoralis* geschildert habe. Bei jungen Stadien (Taf. XII [6] Fig. 15 links) sind alle Chromatophoren wandständig und bis zur polygonalen Abplattung einander genähert. Dann rücken sie allmählich nach dem Innern und vermischen sich mit dem übrigen Zellinhalt, um bald nachher unter Freilassung einer beschränkten zentralen Zone eine zur Aussenwand senkrechte Stellung einzunehmen. Das nun folgende Stadium zeigt sie wieder im ganzen Zellinhalt verteilt (Taf. XII [6] Fig. 14) und man bemerkt jetzt auch die ersten Anlagen der Augenpunkte. Schliesslich grenzen sich die einzelnen Sporenportionen undeutlich von einander ab, die Membran quillt am Scheitel des Sporangiums auf und mit dem in Fig. 15 (Taf. XII [6]) abgebildeten Stadium ist die Reife desselben erreicht.

Ausser der in den Figuren 1—8 auf Tafel XI [5] dargestellten Hauptform beobachtete ich an demselben Standort eine durch ihr gedrungenes Wachstum ausgezeichnete Nebenform, welche in den Figuren 9—13 wiedergegeben ist (Taf. XI [5]). Die Äste sind hier bedeutend kürzer und tragen sehr reichlich Sporangien, die mehr länglich-oval gestaltet sind und entweder terminal stehen oder noch häufiger den vegetativen Fäden ohne Stiel direkt aufsitzen; gar nicht selten wird hierbei auch die Tragzelle zur Sporangienbildung herangezogen und die Sporangien stehen dann mit ihrem unteren Ende interkalar. In Fig. 12 (Taf. XI [5]) fällt links eine zweigliedrige Sporangienkette auf, die lebhaft an gleiche Bildungen bei *Ectocarpus litoralis* var. *varia* erinnert.

Reife plurilokuläre Sporangien sind mir nicht zu Gesicht gekommen. Dagegen möchte ich die in der nebenstehenden Textfigur 1 wiedergegebenen Bildungen als junge plurilokuläre Sporangien ansprechen.

Man könnte geneigt sein, den hier beschriebenen *Ectocarpus* für die unilokuläre Sporangien tragende Form von *Ectocarpus tomentosus* Lyngbye zu halten, welchem Sauvageau[1]) neuerdings eine sorgfältige Beschreibung gewidmet hat. Abgesehen davon, dass ich die Pflanze ein ganzes Jahr hindurch an ihrem Standort beobachtet habe, ohne sie zu dem typischen, auch hier im Sommer häufigen *Ectocarpus tomentosus* heranwachsen zu sehen, zwingt auch besonders die Verschiedenheit der unilokulären Sporangien zu einer spezifischen Trennung. Sauvageau beschreibt dieselben bei *Ectocarpus tomentosus* wie folgt: „Ils sont sessiles ou portés par un court pédicelle de 1—2 cellules, sont sphériques ou ovoïdes; . . . . . leurs dimensions peuvent varier du simple au double: la longeur de 20 à 45 μ et la largeur de 15 à 30 μ". Die Sporangien von *Ectocarpus lucifugus* sind dagegen verlängert-keulenförmig, sehr oft terminal oder langgestielt und ihre grösste Breite, die immer im oberen Drittel liegt, beträgt bei einer Länge von 30—35 μ nur 11—15 μ. Viel tiefgreifender aber ist der Unterschied im Inhalte der Sporangien. Bei *Ectocarpus tomentosus* werden in jedem Sporangium nur 6—16 Sporen gebildet, welche der Zilien entbehren und infolgedessen bewegungslos sind. Bei *Ectocarpus lucifugus* dagegen beherbergt jedes Sporangium, wie es bei den Arten von *Ectocarpus* meist der Fall ist, sehr zahlreiche Schwärmer — ich schätzte deren 60 bis 70 —, die mit einem Augenpunkt ausgestattet sind und ohne Zweifel den gewöhnlichen Bau der Phaeosporeenschwärmer besitzen, obgleich ich ihren Austritt nicht beobachtet habe. Auch hat Sauvageau Büschel, an denen plurilokuläre Sporangien vorhanden waren oder sich beide Formen gemischt vorfanden, häufig beobachtet, während die Helgoländer Pflanzen, abgesehen von den oben erwähnten, übrigens sehr selten auftretenden Bildungen, immer nur unilokuläre Sporangien trugen. Die Fäden des echten *Ectocarpus tomentosus* gehen ferner von einem basalen einschichtigen Zellenlager aus und endlich scheint auch der Chromatophor dort abweichend gestaltet zu sein, da Sauvageau ihn als „ruban unique dont les inflexions sont densement rapprochées" beschreibt. Auch Reinke[2]) sagt von *Ectocarpus tomentosus*: „In den Zellen dieser Art finden sich 1 bis 2 bandförmige, z. T. spiralig gewundene, aber unverzweigte Chromatophoren".

Fig. 1.

Ectocarpus lucifugus Kck. *A* Zweig mit zwei unilokulären Sporangien bei *su* und den vermutlichen jungen plurilokulären Sporangien bei *sp*. *B*, *C* Zweige mit den vermutlichen jungen plurilokulären Sporangien bei *sp*. Vergr. $\frac{320}{1}$.

[1]) Sauvageau, Note sur l'„*Ectocarpus tomentosus*" Lyngbye. 1895. (Journal de Botanique 8 und 9).

[2]) Reinke, Algenflora der westlichen Ostsee 1889 p. 43.

2. *Leptonema lucifugum* n. sp.

Diese Art wächst an demselben Standort wie *Ectocarpus lucifugus* und bildet wie dieser auf den Felsen über der Wasserlinie gelbbraune, doch etwas feinwolligere und kürzere, mehr sammetartige Rasen. Sehr häufig nehmen an der Bildung der Rasen auch beide Arten gleichen Anteil.

Die aufrechten Fäden sprossen ähnlich wie bei *Ectocarpus lucifugus* aus einem rhizomartig niederliegenden Teile hervor, dessen Zellen sehr kurz und gedrungen sind und zuweilen fast rosenkranzförmige Ketten bilden (Taf. XII [6] Figur 20). Ein auf dem Substrat kriechendes Basallager, wie es Reinke für *Leptonema fasciculatum* beschreibt und abbildet [1]), ist nicht vorhanden. Die aufrechten Fäden, deren Dicke nur 5—7 μ beträgt, sind in der Regel unverzweigt, ihre Zellen ebenso lang bis doppelt so lang als breit. Die Gestalt des Chromatophors ist wegen der Kleinheit der Zellen ziemlich schwer aufzuklären; sie stimmt mit dem, was Reinke für *Leptonema fasciculatum* angiebt, überein. Wie dort sind also eine beschränkte Anzahl platten- bis kurzbandförmiger, die Zellwand meist in querer Richtung bedeckender Scheiben vorhanden (Tafel XII [6] Fig. 24).

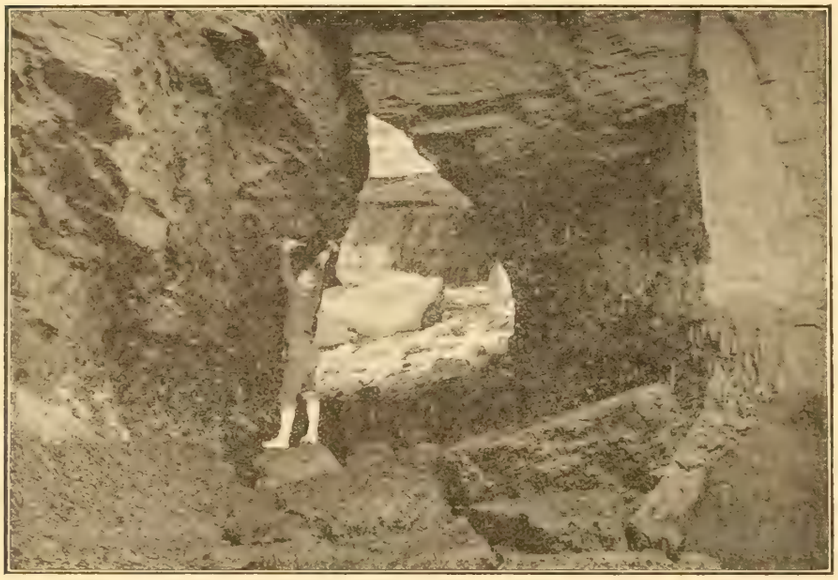


Fig. 2.
Grottenpartie von der Westseite von Helgoland, um die Lokalität zu zeigen, wo *Ectocarpus lucifugus* und *Leptonema lucifugum* wachsen.

Die Fruchtbildung erinnert dadurch, dass die Sporangien meist nach einer Seite gerichtet sind, an *Leptonema fasciculatum* Rke. var. *uncinatum*. In den oberen Zellen treten Längswände auf und die Zellen wölben sich papillenförmig empor (Taf. XII [6] Fig. 22) oder die Papillen werden erst nachträglich durch eine Wand abgegliedert (Fig. 23). Die reifen Sporangien sind dann meist zweifächerig und nur im obersten Teile pflegt jeges Sporangium ähnlich wie bei *Mikrosyphar* aus einem einzigen Fache zu bestehen (Taf. XII [6] Fig. 21 und 22). Seltener teilt sich die seitliche Papille noch ein- oder zweimal, sodass das reife Sporangium dann 3—4 Fächer besitzt. Jedes Fach enthält nur eine Zoospore, die in der Regel durch einen besonderen seitlichen

[1]) Reinke l. c. p. 50 und Atlas deutscher Meeresalgen Tafel 9 Fig. 10.

Schlitz ausschlüpft. Die fertilisierten Äste werden ebenso wie bei *Leptonema aurinatum* durch die einseitige Sporangienbildung konvex.

Obgleich ich reichliches Material von *Leptonema lucifugum* in Händen gehabt habe, war die Sporangienbildung doch ausserordentlich spärlich. Meist schien sie auf halbem Wege stehen zu bleiben und die jungen papillenförmig vorgewölbten Anlagen wuchsen schliesslich, wie es z. B. Fig. 21 (Tafel XII [6]) bei *aa* zeigt, zu kurzen Zweigen aus. Unilokuläre Sporangien habe ich niemals beobachtet.

Die spezifische Trennung von *Leptonema fasciculatum* Rke. erscheint wegen des ganzen Habitus, der Verschiedenheit des basalen Teiles und wegen der wenigfächerigen Sporangien geboten.

Es erübrigt noch mit einigen Worten auf den Standort der beiden Arten einzugehen. Sie wachsen gemeinschaftlich an der Westseite in der Nähe des Lummenfelsens und zwar an der senkrechten Felswand der Insel selbst an Stellen, wo der Felsen mannigfach zerklüftet ist und grottenförmige Einschnitte bildet. Sie bedecken hier in kurzen zusammenhängenden Rasen, die oft grosse Flächen einnehmen, das Gestein etwa in Manneshöhe, sodass sie von der Flut auch bei hohem Wasserstande niemals bedeckt werden (Textfigur 2 und Tafel XIII [7]). Sie müssen sich vielmehr mit dem Wasser begnügen, das bei unruhigem Wetter zu ihnen emporspritzt oder von dem Gestein aufgefangen zu ihnen herabsickert. Ihr sehr dichtes rasenförmiges Wachstum erleichtert ihnen dabei das Festhalten des von aussen kommenden Spritzwassers und zugleich vermengen sich ihre untersten Fäden so innig mit den Felspartikelchen, dass ein fortwährendes Aufsaugen der Feuchtigkeit des nie ganz trockenen Felsens stattfindet. Es kommt nun hinzu, dass der Standort der beiden Algen nie oder nur sehr selten von der direkten Sonne getroffen wird, sondern auch im Hochsommer nur ein sehr gedämpftes Licht erhält. Diese Bedürfnislosigkeit dem Lichte gegenüber haben sie wiederum mit den Tiefenalgen gemein, denen ja auch die am Meeresboden herrschende Dämmerung zum Assimilieren genügt. Vielleicht dürfen wir in der Anordnung des Chromatophors, der wenigstens bei *Ectocarpus lucifugus* regelmässig nur die eine Hälfte der Zellwand bedeckt (Taf. XI [5] Fig. 3, Taf. XII [6] Fig. 16 und 17), eine Anpassung an diese ungünstigen Lichtverhältnisse erblicken.

Zum Schluss gebe ich noch die Diagnosen der beiden Arten.

Ectocarpus lucifugus n. sp.

Bildet auf Felsen dichte, wollige, gelbbraune Rasen. Aufrechte Fäden aus einem rhizomartig niederliegenden Teile aufsteigend, spärlich zerstreut verzweigt; Zellen bis zur Spitze der Fäden chromatophorenreich, 8—15 μ breit, ebenso lang bis doppelt so lang als breit. Chromatophor eine, selten

zwei vielfach ausgebuchtete und zerschlitzte Platten. Unilokuläre Sporangien verlängert-keulenförmig oder länglich-oval sitzend, gestielt oder terminal.

Helgoland, auf Felsen an der Westseite; fruktifiziert im Winter.

Leptonema lucifugum.

Bildet auf Felsen sehr kurze, sammetartige, gelbbraune Überzüge. Aufrechte Fäden aus einem rhizomartig niederliegenden Teile aufsteigend, in der Regel unverzweigt; Zellen bis zur Spitze der Fäden chromatophorenreich, 5—7 μ breit, ebenso lang bis doppelt so lang als breit. Chromatophoren eine beschränkte Anzahl unregelmässig gestalteter Platten.

Plurilokuläre Sporangien meist zweifächrig, nach einer Seite gewendet.

Helgoland, auf Felsen an der Westseite; fruktifiziert im Frühjahr.

Tafelerklärung.

Tafel XI [5].

Ectocarpus lucifugus Kuckuck.

Fig. 1. Felsstückchen mit dem wolligen Überzug von *Ectocarpus lucifugus*. Vergr. $\frac{1}{1}$.

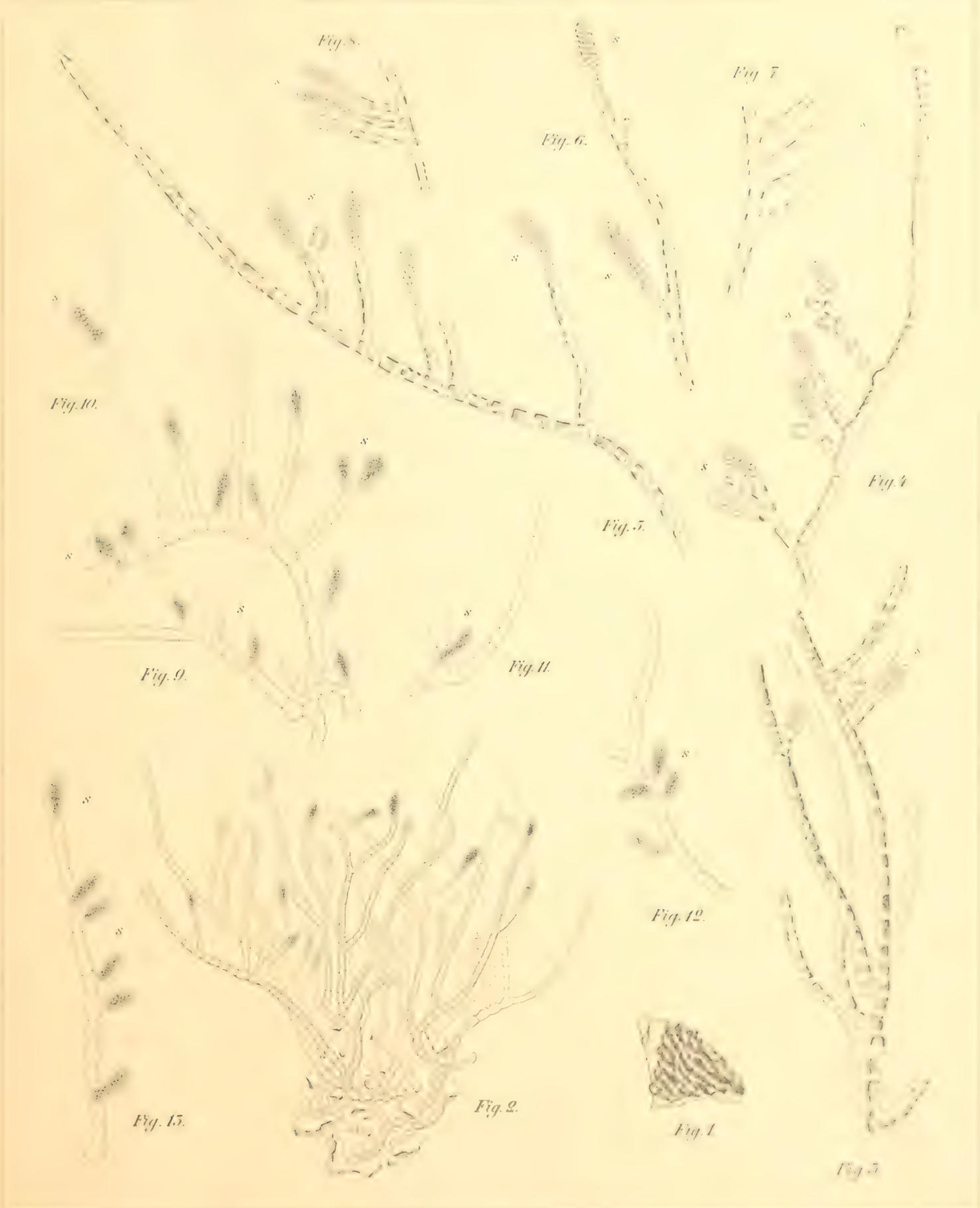
Fig. 2. Übersichtsfigur eines Büschels mit den keulenförmigen Sporangien; unten zwischen den Fäden Gesteinstrümmerchen. Vergr. $\frac{150}{1}$.

Fig. 3. Untere Partie des Thallus; bei *s* ein reifes und ein entleertes unilokuläres Sporangium. Vergr. $\frac{300}{1}$.

Fig. 4—6. Obere fertile Partieen mit den Sporangien bei *s s*. Vergr. $\frac{300}{1}$.

Fig. 7 und 8. Partieen mit gereiften Sporangien. Vergr. $\frac{300}{1}$.

Fig. 9—13. Fertile Partieen einer sehr gedrungenen kurzen Form mit reichlicher zum Teil interkalarer Sporangienbildung. Vergr. $\frac{300}{1}$.



Ectocarpus lucifugus Kck.

Tafelerklärung.

Tafel XII [6].

Fig. 14—19 *Ectocarpus lucifugus* Kuckuck.

Fig. 14. Ein sich der Reife näherndes unilokuläres Sporangium. Vergr. $\frac{1000}{1}$.
Fig. 15. Oben ein reifes, links ein junges Sporangium. Vergr. $\frac{1000}{1}$.
Fig. 16. Sterile Zellen mit den sternförmigen, dem Beschauer zugewandten Chromatophoren. Vergr. $\frac{1000}{1}$.
Fig. 17. Sterile Zellen; Chromatophoren dem Beschauer abgewandt. Die Plasmasepten mit den Physoden, in der oberen und unteren Zelle auch der Kern erkennbar. Vergr. $\frac{1000}{1}$.
Fig. 18. Zellen mit je 2 Chromatophoren. Vergr. $\frac{1200}{1}$.
Fig. 19. Basale Partie mit reduzierten Chromatophoren, grossen lichtbrechenden Klumpen und dicken Zellwänden. Vergr. $\frac{500}{1}$.

Fig. 20—24 *Leptonema lucifugum* Kuckuck.

Fig. 20. Basale, rhizomartige Partie mit den aufrechten Ästen. Vergr. $\frac{700}{1}$.
Fig. 21. Oberes fertiles Stück mit den zum Teil entleerten plurilokulären Sporangien bei *s* und einigen Zweigen bei *a a*. Vergr. $\frac{700}{1}$.
Fig. 22 und 23. Wie Fig. 21 Vergr. $\frac{1000}{1}$.
Fig. 24. Sterile Zellen mit den plattenförmigen geschlitzten Chromatophoren; *a* im optischen Längsschnitt, *b* von oben. Vergr. $\frac{1200}{1}$.

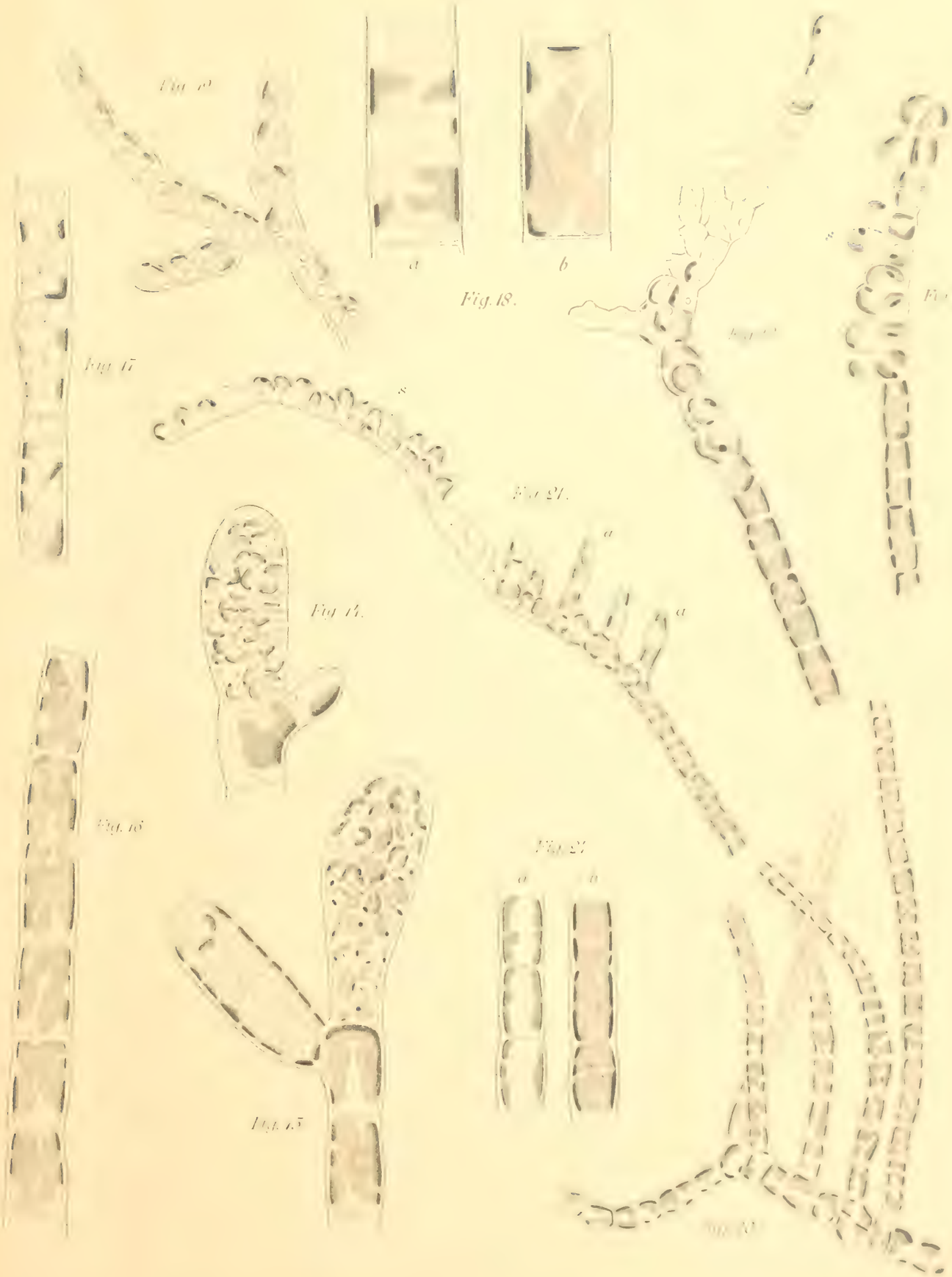


Fig. 14–19 Ectocarpus lucifugus Kck.
Fig. 20–24 Leptonema lucifugum Kck.

Tafelerklärung.

Tafel XIII [7].

Die Photographie stellt eine mit mannigfachen grotten- und trichterförmigen Einschnitten versehene Felspartie von der Westseite Helgolands in der Nähe des Lummenfelsens dar, um die Lokalität zu veranschaulichen, in der die auf Tafel XI [5] und XII [6] abgebildeten Braunalgen wachsen. Dieselben bedecken in hellbraunen, dichten, sammetartigen oder kurzwolligen Rasen besonders die senkrechten dunklen Wände in dem von den Helgoländern Trichter genannten Durchgange links und in der spaltenförmigen Grotte rechts und zwar in einer Höhe, dass sie auch bei Flut nicht untertauchen, sondern höchstens von Spritz- oder salzigem Sickerwasser feucht gehalten werden. Die Photographie ist bei Niedrigwasser aufgenommen, sodass man zugleich ein gutes Bild der *Fucus serratus*-Vegetation erhält, wie sie bei Helgoland für die obere litorale Zone charakteristisch ist.

F. Schensky phot. Lichtdruck von J. B. Obernetter, München.

Grottenpartie von der Westseite von Helgoland

Druck von Ad. Littmann in Oldenburg.